

ANNALES DE PARASITOLOGIE

HUMAINE ET COMPARÉE

TOME XI

1^{er} NOVEMBRE 1933

N° 6

MÉMOIRES ORIGINAUX

PRÉSENCE DE *PHLEBOTOMUS* (LARROUSSIIUS)

MACEDONICUS EN ITALIE

Par Georgette et Virgil NITZULESCU

Le professeur G. Franchini nous a fait l'honneur de nous confier l'étude d'un lot de phlébotomes, capturés à Modène et dans ses environs (Italie). Comme tous les mâles présentaient les mêmes caractères et comme toutes les femelles représentaient elles aussi une seule espèce, il nous apparaît comme très logique de considérer ces mâles et ces femelles comme appartenant à une espèce unique, bien que ces insectes n'aient pas été trouvés en copulation (ou du moins nous n'avons eu aucune indication à cet égard).

Cette espèce doit entrer dans le sous-genre *Larroussius* proposé par l'un de nous en 1931. En effet, les femelles présentent des spermathèques crénelées à cou très long, et un pharynx armé de dents fines et petites, disposées comme des épines sur des fractions de lignes entremêlées. En ce qui concerne les mâles, non seulement l'armature pharyngienne, mais aussi les gonapophyses supérieures avec leurs cinq épines, les rapprochent du *P. major* ou du *P. perniciosus*.

Jusqu'ici, nous connaissions en Europe trois espèces et une variété apparentées à *P. major*. Nous avons caractérisé en mars 1931 ces espèces de la manière suivante :

- | | |
|---|---|
| 1. Organe intromittent arrondi à l'extrémité | 2 |
| Organe intromittent long, mince, terminé par une fourche | 3 |
| 2. Organe intromittent court et renflé en massue à l'extrémité <i>P. ariasi</i> . | |
| Organe intromittent long, à bords presque parallèles | <i>P. major</i> . |
| 3. Fourche à branches de grandeur égale | <i>P. perniciosus</i> . |
| Fourche avec une des dents fort réduite .. | <i>P. perniciosus</i> var. <i>tobbi</i> . |

En août 1931, Adler et Theodor ajoutent une nouvelle espèce, le *P. macedonicus*, dont l'organe intromittent est pourvu vers l'extrémité de 3 à 5 petits processus aigus, et dont les filaments génitaux émergent vers le tiers distal de cet organe.

La description d'Adler et Theodor est malheureusement trop succincte et la figure présentée par cet auteur trop insuffisante pour nous permettre une idée juste de la morphologie du *P. macedonicus*. Il ne suffit pas de mentionner qu'il existe des processus aigus à l'extrémité du pénis, il est nécessaire de préciser la position et la grandeur de ces processus, car dans le sous-genre *Larrousius*, nous connaissons déjà par maints exemples combien petites peuvent être les différences morphologiques qui caractérisent des espèces ou des variétés fort nettes. C'est ainsi que le seul fait du rapport des grandeurs des deux pointes de la fourche apicale de l'organe intromittent suffit pour différencier le *P. perniciosus* de sa variété *tobbi*. De même le *P. langeroni* peut être distingué du *P. longicuspis* par la longueur différente de la même dent unique terminale. Le *P. major* et le *P. ariasi* ont tous les deux le pénis arrondi à l'extrémité.

On ne peut pas affirmer l'identité d'un phlébotome avec l'une ou l'autre de ces formes différentes sans une description précise et détaillée du pénis et on peut l'affirmer d'autant mieux que la description est complétée par d'autres caractères morphologiques corrélatifs. Ainsi, si on revient aux exemples précédents, le *P. perniciosus* diffère de sa variété *tobbi*, non seulement par l'organe intromittent, mais aussi par la spermathèque de la femelle ; le *P. langeroni* diffère du *P. longicuspis* par la formule antennaire du mâle, etc.

Or, malheureusement, dans la description du *P. macedonicus*, les caractères corrélatifs sont indiqués aussi insuffisamment que ceux de l'organe intromittent. Des renseignements complémentaires sur le *P. macedonicus* nous auraient été très utiles, et nous reviendrons ci-après sur cette question, quand nous parlerons de la diagnose des phlébotomes de Modéna.

Nous avons donc, en août 1931, les *Larrousius* européens sui-

vants : *P. ariasi*, *P. major*, *P. perniciosus*, *P. perniciosus*, var. *tobbi* et *P. macedonicus*.

A ces espèces, tout récemment, en septembre 1932, notre collègue et ami, Tchedomir Simić de Skoplje (Yougoslavie) vient d'ajouter une forme nouvelle qu'il considère comme une variété du *P. perniciosus* et qu'il nous fait l'honneur de nous dédier en la nommant : *P. perniciosus* var. *nitzulescui*.

Tout en remerciant le Dr Simić de son amabilité, nous nous trouvons obligés de faire remarquer que cette dénomination ne peut pas être appliquée à la forme découverte par lui pour plusieurs raisons.

D'abord, il ne pourrait pas s'agir d'une nouvelle variété, mais d'une véritable espèce nouvelle, étant donné ses caractères très particuliers. L'organe intromittent du phlébotome de Skoplje est arrondi à l'extrémité et serait plutôt comparable à l'organe intromittent du *P. major*. Il diffère toutefois nettement dans son ensemble de celui du *P. major*, car Simić ne croit pas devoir en faire une variété de *P. major*, mais plutôt de *P. perniciosus*. Des précisions sur ce point seraient certainement nécessaires pour pouvoir placer le phlébotome de Skoplje dans la table de détermination des *Larroussius* européens. Il n'est pas moins vrai que dans le sous-genre *Larroussius* la forme de l'organe intromittent est un caractère de valeur spécifique, comme nous avons eu maintes fois l'occasion de le démontrer. Un organe intromittent si particulier, nous paraît appartenir plutôt à une espèce indépendante.

D'autre part, le phlébotome de Skoplje diffère du *P. perniciosus*, du *P. major* et de tous les autres *Larroussius* européens, car il est le seul parmi ceux-ci qui ait la formule antennaire $\frac{2}{\text{III-XV}}$. On sait que la formule antennaire des mâles du *P. perniciosus*, et de sa variété *tobbi*, du *P. major* et du *P. ariasi* est $\frac{2}{\text{III-VII(VIII)}}$

$\frac{1}{\text{VIII(IX)-XV}}$.

Ensuite, le nom *Phlebotomus nitzulescui*, qui devrait logiquement remplacer le nom *P. perniciosus* var. *nitzulescui*, a été déjà donné par A. da Costa Lima, en mars 1932, à un phlébotome américain. En conséquence, la forme yougoslave doit changer de nom.

Or, l'espèce provenant de Modène paraît être apparentée à *P. macedonicus* et à l'espèce signalée par Simić en Yougoslavie. Malheureusement, nous ne trouvons ni dans la description trop sommaire de Simić tous les éléments qui nous seraient nécessaires pour cette identification.

Nous donnons ci-dessous les caractères des phlébotomes mâles de Modène.

MALE

Taille

La taille est approximativement de 2 mm. En voici un exemple :

Tête et clypeus	380 μ
Thorax	550 μ
Abdomen	900 μ
Premier segment de la gonapophyse supérieure. .	315 μ
Total	2.145 μ

Antennes

Les phlébotomes avaient beaucoup souffert en cours de route, de sorte qu'en majorité ils avaient perdu leurs antennes. Il n'y avait qu'un seul mâle qui gardait ses antennes en entier. C'est le même dont nous avons donné plus haut les chiffres concernant la taille, et dont nous faisons le type de l'espèce. Parmi les autres mâles, quelques-uns présentaient encore des tronçons d'antennes.

Voici les chiffres résultant de la mensuration d'une des antennes complètes de l'exemplaire type cité plus haut.

Segm. III	286 μ	
Segm. IV	124 μ	
Segm. V	126 μ	III > IV + V.
Segm. VI	122 μ	III < IV + V + VI.
Segm. VII	123 μ	IV = V = VI. (Sur l'antenne de
Segm. VIII	121 μ	l'autre côté, il existait une différen-
Segm. IX	115 μ	ce plus marquée entre le segment
Segm. X	102 μ	IV et V, le IV mesurait 115 μ et le
Segm. XI	99 μ	V mesurait 123 μ . Sur les tronçons
Segm. XII	98 μ	d'antennes des autres mâles on re-
Segm. XIII	89 μ	trouvait de nouveau IV = V = VI).
Segm. XIV	70 μ	IV + V + VI = 372.
Segm. XV	55 μ	XII-XVI = 387, donc pratique-
Segm. XVI	75 μ	ment : IV + V + VI = XII-XVI.
Total	1.605 μ	

Les épines géniculées sont doubles du troisième au quinzième segment. La formule est donc $\frac{2}{\text{III-XV}}$ La deuxième épine des segments XIV et XV est pourtant peu développée.

Palpes

La formule palpale est variable. En général 1,(2,4),3,5 et 1,(4,2),3,5.

$$V > IV + III. \quad \frac{P}{E} = 3,74.$$

Les épines modifiées de Newstead sont situées sur la partie antérieure du tiers moyen du troisième segment (fig. 1).

Pharynx

L'armature du pharynx est du même type que celle du *P. major* ou du *P. perniciosus* (fig. 2).

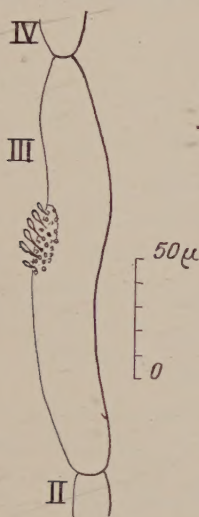


FIG. 1. — *Phlebotomus macedonicus* mâle.
Troisième article du palpe avec les
épines modifiées de Newstead.



FIG. 2. — *Phlebotomus macedonicus* mâle.
Armature pharyngienne.

Pattes

Parmi les nombreux mâles que nous avons eu à étudier, il n'y en avait aucun qui ait gardé absolument intactes toutes ses pattes. Pour établir les rapports entre les longueurs des différents segments, nous avons été obligés de mesurer sur chaque exemplaire les quelques pattes et tronçons de pattes qui y restaient et de faire la moyenne des chiffres trouvés.

Le rapport le plus important est celui entre la longueur du tibia et du fémur (surtout pour la seconde paire, comme l'un de nous l'a fait déjà remarquer dans une précédente note). La moyenne de nos mensurations nous a donné les chiffres suivants :

Première paire	$\frac{\text{Ti}}{\text{Fe}} = 1,1-1,2.$
Seconde paire	$\frac{\text{Ti}}{\text{Fe}} = 1,4-1,5.$
Troisième paire	$\frac{\text{Ti}}{\text{Fe}} = 1,5-1,7.$

Le rapport tarsal de Patton et Hindle est, pour la première paire, égal à 2, pour la troisième paire à 2,2. La seconde paire n'était pas complète et ne présentait plus les quatre derniers segments du tarse sur aucun des exemplaires examinés.

La longueur des pattes (sans coxa ni trochanter) divisée par la longueur du corps (le premier segment de la gonapophyse supérieure compris) donne pour la première paire 1,2 et pour la troisième 1,6.

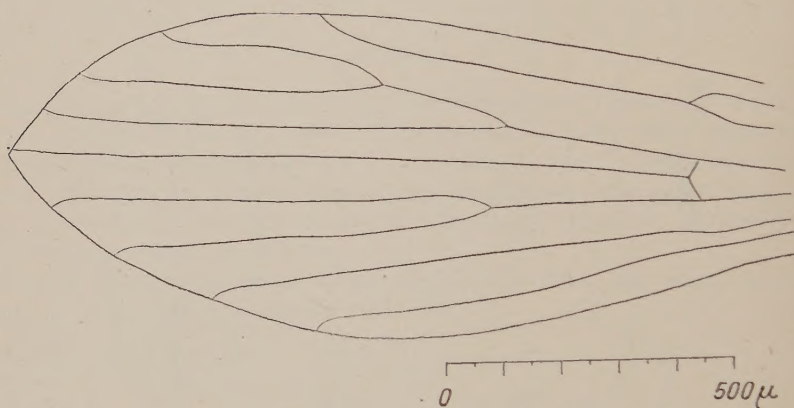


FIG. 3. — *Phlebotomus macedonicus* mâle. Aile.

Aile

Longueur de l'aile 1.750-1.900 μ .

$$\frac{\text{Longueur du corps (Premier seg. de la gonapophyse sup. compris)}}{\text{Longueur de l'aile}} = 1,2.$$

$$\frac{\text{Longueur de l'aile}}{\text{Largeur maxima de l'aile}} = 3,2.$$

La fourche de la quatrième nervure longitudinale est plus près de l'apex de l'aile que la grande fourche de la deuxième nervure longitudinale (fig. 3).

$$\frac{\alpha}{\beta} = 1,5-1,8.$$

$$\frac{\alpha}{\delta} = 3,6-5.$$

Armature génitale

Les rapports entre les différentes pièces de l'armature génitale concordent suffisamment chez tous les exemplaires mesurés. Nous transcrivons les chiffres obtenus sur l'exemplaire type dont nous avons donné plus haut la taille.

1 ^{er} segment de la gonapophyse supérieure	315 μ
2 ^e segment de la gonapophyse supérieure	145 μ
Epines du 2 ^e segment de la gonapophyse sup. (la plus longue) ..	126 μ

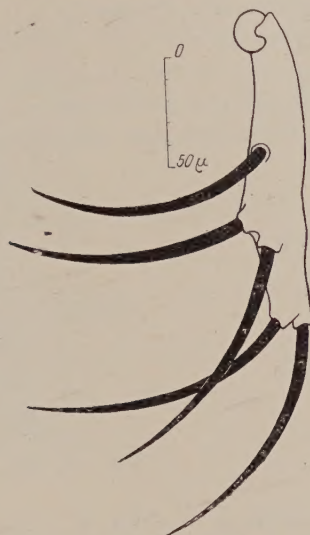


FIG. 4. — *Phlebotomus macedonicus* mâle.
Deuxième segment de la gonapophyse supérieure.

Apophyse intermédiaire	230 μ
Gonapophyse inférieure	320 μ
Organe intromittent	135 μ
Pompe génitale	130 μ
Filaments génitaux	440 μ

$$\frac{\text{Segm. I. de la gonapophyse supérieure}}{\text{Segm. II. de la gonapophyse supérieure}} = 2,1.$$

$$\frac{\text{Longueur des filaments génitaux}}{\text{Longueur de la pompe génitale}} = 3,6.$$

Les épines du deuxième segment de la gonapophyse supérieure sont au nombre de cinq, disposées d'après le type général du sous-genre *Larroussius*. L'épine médiane est située à la partie postérieure de la moitié proximale du segment. Les deux épines internes sont à peu près à mi-chemin entre l'épine médiane et les deux épines apicales (fig. 4).

La pompe génitale est médiocrement évasée à la partie proximale (fig. 5).

L'appendice intermédiaire trapu nous rappelle par sa robustesse l'appendice intermédiaire du *P. perniciosus* var. *tobbi* (fig. 6).

L'organe intromittent mérite une discussion plus ample. Sur certaines préparations, son extrémité se présente comme nettement arrondie à l'extrémité. Ce caractère rapproche sensiblement le phlébotome de Modène de celui décrit par Simić, et l'on est d'autant plus incliné à faire ce rapprochement que les autres caractères décrits par cet auteur dans la diagnose du *P. perniciosus* var. *nitzulescui* se retrouvent sur le phlébotome que nous présentons. En effet, pour l'un et l'autre :

1. les épines géniculées sont doubles jusqu'au quinzième segment,
2. la pompe génitale est petite et peu évasée,
3. le rapport filaments génitaux-pompe génitale est plus petit que 4,

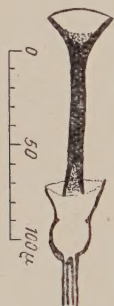


FIG. 5. — *Phlebotomus macdonicus* mâle. Pompe génitale.

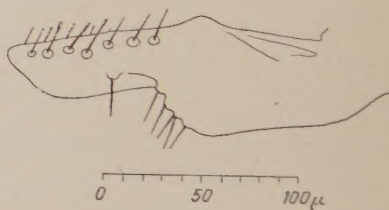


FIG. 6. — *Phlebotomus macdonicus* mâle. Appendice intermédiaire.

4. l'organe intromittent est arrondi à l'extrémité distale,
5. la longueur de l'organe intromittent concorde aussi. La différence entre nos chiffres et ceux de Simić tient à la manière différente de faire la mensuration. Dans les 175 μ de Simić est comprise aussi la longue racine postérieure, comme on le voit sur le dessin de cet auteur, tandis que nos 135 μ se réfèrent seulement à l'organe proprement dit.

6. de même que pour le phlébotome de Simić, l'organe intromittent de notre phlébotome diffère nettement quant à son aspect général du même organe du *P. major*, quoique les deux apparaissent comme arrondis à l'extrémité distale.

Pourtant, un examen plus attentif de la morphologie de l'organe intromittent du phlébotome de Modène nous a révélé une particularité importante non signalée dans la note de Simić. Le bord externe présente, sur une certaine longueur, près de l'extrémité de l'organe, un épaissement chitineux dentelé. C'est exactement comme un peigne apical externe, souvent difficile à voir sur certaines préparations, surtout si

l'insecte n'a pas été suffisamment aplati par la lamelle. Ce peigne est à tel point masqué dans le bord très chitinisé de l'extrémité distale de l'organe intromittent, qu'il nous avait complètement échappé au premier coup d'œil.

Toutefois, dans les préparations bien aplaties, montées au chloral-lacto-phénol (milieu de choix pour l'étude des phlébotomes), le peigne apparaît soit comme une légère proéminence, soit dans les préparations plus heureuses, dans toute sa largeur.

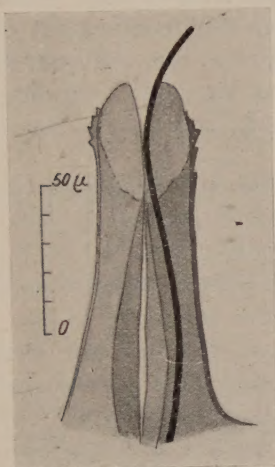


FIG. 7.

FIG. 7. — *Phlebotomus macedonicus* mâle. Organes intromittents isolés. Le peigne est très visible.

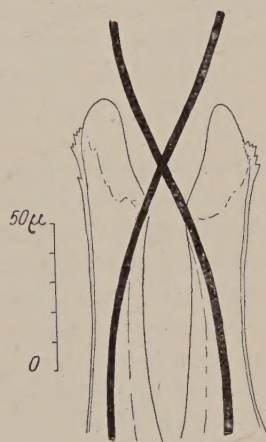


FIG. 8.

FIG. 8. — *Phlebotomus macedonicus* mâle. Organes intromittents isolés. Le peigne présente le même aspect général et la même position que dans la figure 7. Toutefois, les dents ne sont pas rigoureusement les mêmes. Il y a une certaine limite de variations dans leurs disposition, comme on le voit en comparant ces deux figures. Les bandelettes noires représentent les filaments génitaux.

La figure 7 a été dessinée en teintes noires pour mieux faire ressortir la disposition particulière des différents plans qui entrent dans la constitution de l'organe intromittent. Les plans sont les mêmes dans la figure 8.

Si, en disséquant les phlébotomes, on isole la double pièce chitineuse représentant les deux organes intromittents et si on la monte bien de face, le peigne apparaît avec une netteté parfaite (fig. 7 et 8).

Cette morphologie de l'organe intromittent est très particulière. Il s'agit de savoir si les phlébotomes de Simić appartenaient à la même espèce. En effet, il se pourrait que ce peigne ait échappé à

l'examen de Simić. Le fait est d'autant plus plausible que Simić n'a en tout que trois exemplaires de sa variété, ce qui l'a empêché de faire les multiples dissections et préparations que nous avons pu faire pour les phlébotomes de Modène. Ce n'est donc que l'examen ultérieur et minutieux des formes de Yougoslavie qui élucidera ce point.

La morphologie particulière de l'organe intromittent des phlébotomes de Modène rappelle aussi, de très près, le *P. macedonicus* de Adler et Theodor. Le peigne apical que nous venons de décrire pourrait être le même que la formation désignée par cet auteur comme « trois à cinq petits processus aigus ». Les quelques renseignements généraux donnés par Adler et Theodor, concernant la taille, la forme de l'aile, la formule palpale, concordent avec notre description.

Pourtant, nous trouvons dans le texte et dans la figure d'Adler des caractères qui ne concordent pas. C'est ainsi que chez le *P. macedonicus* les deux épines médianes du deuxième segment de la gonapophyse supérieure sont situées plus près de l'épine médiane. L'extrémité du pénis apparaît comme une sorte de longue languette recourbée dorsalement et nettement distincte du reste de l'organe pour le *P. macedonicus*, tandis que dans les exemplaires de Modène le pénis apparaît comme taillé à l'extrémité obliquement en bec de flûte à long biseau et à marges déchiquetées. Les dents au nombre de 3 à 5 chez *P. macedonicus*, sont souvent de 6 ou 7 chez les phlébotomes de Modène. Elles sont chez ces derniers, situées sur une sorte de crête chitineuse qui renforce le côté externe de l'organe intromittent et n'appartiennent donc pas en propre à la languette dorsale. Du côté proximal ces dents peuvent s'étendre jusqu'au niveau de la base du biseau sus-mentionné.

De plus, la femelle du *P. macedonicus*, telle qu'elle est décrite par Adler et Theodor, est elle aussi différente de celle de notre phlébotome de Modène. La spermathèque du *P. macedonicus* femelle ressemble, d'après Adler et Theodor, à celle du *P. perniciosus* à tel point que les deux sont très difficiles à distinguer, tandis que la spermathèque de la femelle du phlébotome de Modène est d'un type plus allongé, comme on le verra plus bas (fig. 14). Les dents pharyngiennes sont moins bien représentées chez *P. macedonicus* femelle, dans la description d'Adler et Theodor, que chez les phlébotomes femelles de Modène (fig. 13).

Le manque de renseignements précis sur le *P. macedonicus* d'un côté, les différences que nous venons de signaler d'un autre, nous faisaient hésiter sur l'identification des phlébotomes de Modène à

P. macedonicus, et nous étions en train de les décrire sous un nom nouveau. Entre temps, en réétudiant la riche collection de phlébotomes du prof. Brumpt, nous avons trouvé un exemplaire mâle capturé à Salonique par le prof. Lavier. Ce phlébotome était identique à ceux de Modène. Il provenait de Macédoine, et c'est de toute probabilité le même phlébotome que celui qui a été décrit trop succinctement par Adler et Theodor et par Simić.

Nous basant sur cet exemplaire, nous identifions les phlébotomes de Bologne et Modène avec *P. macedonicus* et nous sommes heureux d'avoir l'occasion de compléter la description de cette espèce avec des figures et des données nouvelles qui rendront plus claire sa diagnose.

FEMELLE

Nous avons eu à examiner de nombreuses femelles du phlébotome de Modène et quoique beaucoup d'exemplaires aient perdu, en cours de voyage, une partie de leurs pattes et antennes, nous avons pu faire sur le matériel restant un certain nombre de mensurations.

Taille

La taille est un peu plus grande que celle du mâle, 2.200-2.400 μ environ. Après un séjour plus long dans le chloral-lacto-phénol, les insectes augmentaient beaucoup en longueur à cause de la distension complète des anneaux de l'abdomen.

Pattes

Les pattes présentaient les rapports suivants entre le tibia et le fémur :

Première paire	1,1
Seconde paire	1,3-1,4.
Troisième paire	1,5-1,6.

Le rapport tarsal de Patton et Hindle (premier article du tarse divisé par le second) était pour la première paire 1,9, pour la seconde paire 1,9-2 et pour la troisième paire 2-2,1.

Le rapport entre la longueur des pattes (sans coxa ni trochanter) divisée par la longueur du corps est difficile à préciser pour les insectes qui ont séjourné plusieurs jours dans le chloral-lacto-phénol, à cause de la distension variable de l'abdomen. Pour une femelle dont l'abdomen ne paraissait pas avoir été distendu et dont la taille mesurait 2.330 μ , nous avons obtenu les chiffres suivants :

Première paire	1,18
Seconde paire	1,25
Troisième paire	1,5

Aile

Longueur de l'aile 2.150-2.400 μ

Largeur maxima de l'aile 610-700 μ

Le rapport entre la longueur et largeur maxima est en moyenne 3,5.

$$\frac{\alpha}{\beta} = 1,5$$

$$\frac{\alpha}{\delta} = 3,6-4$$

Palpes

La formule palpale est assez variable. Le segment le plus petit après le premier est le quatrième. Le deuxième et le troisième segments sont sur certaines préparations presque égaux. La formule prend donc les aspects suivants :

1,4,(2,3),5

1,4,(3,2),5

1,4,2,3,5.

Le cinquième est toujours plus petit que la somme des segments IV, III et II et plus grand que la somme des segments IV et III.

Les épines modifiées de Newstead se trouvent sur le tiers moyen du troisième segment.

Antennes

On retrouve sur les antennes de la femelle les mêmes rapports que nous avons notés chez le mâle.

$$\text{III} > \text{IV} + \text{V.}$$

$$\text{IV} = \text{V} = \text{VI.}$$

$$\text{III} < \text{IV} + \text{V} + \text{VI.}$$

$$\text{IV} + \text{V} + \text{VI} = \text{XII-XVI.}$$

Les épines géniculées sont doubles du troisième au quinzième segment.

A l'occasion de l'étude des antennes des femelles, nous avons rencontré, sur l'exemplaire n° 36, une anomalie intéressante. Il s'agit d'une anomalie bilatérale. Les deux antennes présentent un nombre restreint de segments. L'antenne droite ne présente que 12 segments, tandis que sur l'antenne gauche on en compte 15. A part cela, les segments, surtout ceux de l'extrémité distale, sont de forme et de disposition normale, de telle manière que personne, sans compter les articles, ne dirait pas qu'il en manque quelques-uns.

Pourtant, sur chaque antenne, il y a un segment déformé qui représente certainement le point de l'antenne où s'est exercée l'influence qui a déterminé la diminution du nombre de 16 segments, constant et caractéristique pour l'espèce. Pour l'antenne droite cet article déformé est le sixième, pour l'antenne gauche le septième.

Nous donnons ci-dessous les chiffres obtenus par la mensuration des articles antennaires de cet exemplaire anormal, comparés avec les chiffres des articles antennaires de l'exemplaire normal n° 38.

L'exemplaire 36 (anormal) est plus grand que le 38. Tête et clypeus du 36 = 450 μ ; du 38 = 420 μ .

	EXEMPLAIRE 36 (ANORMAL)		EXEMPLAIRE 38 (NORMAL)
	Antenne droite	Antenne gauche	Antenne droite
Segm. III.....	328	318	260
Segm. IV.....	143	110	113
Segm. V.....	172	134	110
Segm. VI.....	204 (déformé)	138	106
Segm. VII.....	102	138 (déformé)	105
Segm. VIII.....	80	112	100
Segm. IX.....	70	105	90
Segm. X.....	65	100	86
Segm. XI.....	60	92	86
Segm. XII.....	83	80	80
Segm. XIII.....	»	65	74
Segm. XIV.....	»	52	60
Segm. XV.....	»	90	50
Segm. XVI.....	»	»	65
Total.....	1.307	1.534	1.299

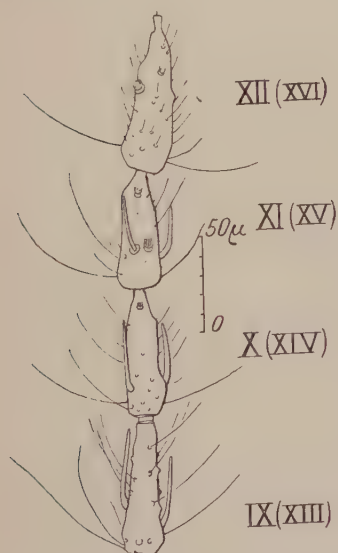


FIG. 9. — Les quatre derniers segments de l'antenne droite du *Phlebotomus macedonicus* femelle n° 36. Le dernier article, le douzième, correspond au seizième d'une antenne normale.

Comme on le voit, en regardant les chiffres, du côté droit, là où l'anomalie se manifeste le plus, il y a un grand désordre dans les chiffres des segments antérieurs au segment déformé (sur une antenne normale le IV, le V et le VI sont égaux). Le segment déformé lui-même est d'une grandeur insolite. Après cet article déformé, l'ordre se rétablit, les segments décroissent petit à petit, jusqu'à l'avant-dernier et finissent normalement par un segment plus long, le douzième, qui, vis-à-vis du onzième, est pareil au segment XVI vis-à-vis du segment XV de n'importe quelle antenne normale (fig. 9).

Du côté gauche on trouve presque la même chose, seulement ici l'anomalie est moindre, il n'y a qu'un seul segment qui manque.

L'anomalie de ces antennes, dans son ensemble, nous apparaît comme si elle résultait de la contraction de plusieurs segments en un seul. Pour l'antenne

droite ce seraient les segments VI, VII, VIII, IX et X, tandis que pour l'antenne gauche ce seraient les segments VII et VIII.

Ce qui est remarquable, ce n'est pas seulement ce rétablissement de l'ordre normal après l'anomalie et le retour vers le type morphologique ordinaire, mais encore la distribution normale des épines géniculées. Ces épines restent fidèles dans leur distribution à la formule typique

$\frac{2}{III-XV}$. En conséquence, le douzième segment de l'antenne droite et le quinzième de l'antenne gauche, n'auront pas d'épines géniculées, car



FIG. 10. — Septième article de l'antenne gauche du *Phlebotomus macedonicus* femelle n° 36. Quatre épines géniculées.

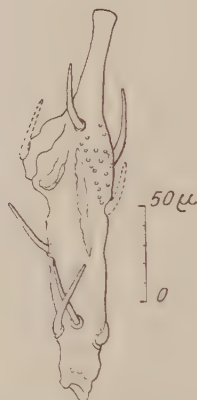


FIG. 11. — Sixième article de l'antenne droite du *Phlebotomus macedonicus* femelle n° 35.

ils tiennent la place sur l'une et l'autre antenne, du seizième segment d'une antenne normale.

L'anomalie n'a eu donc aucun retentissement sur la formule antennaire. La distribution des épines géniculées est normale, à l'exception toutefois des deux segments déformés. Ce qu'il y a de plus remarquable c'est que sur les segments déformés on retrouve en tout ou en partie les épines géniculées des segments qui manquent. C'est ainsi que pour l'antenne gauche, où il n'y a qu'un seul segment qui manque, les épines géniculées de ce segment absent sont quand même représentées, car le septième segment présente 4 épines au lieu de 2 (fig. 10). En ce qui concerne l'antenne droite, nous avons pu compter sur l'article VI, avec certitude, 6 épines. On en devine encore deux autres, cachées par une patte. Il y en a peut-être plus, mais il nous a été impossible de les voir. Evidemment, ici, les articles absents sont trop nombreux pour que les épines géniculées respectives soient toutes présentes ; la présence même de huit est assez impressionnante (fig. 2).

Cette anomalie a donc eu plus de prise sur le nombre des segments antennaires que sur celui des épines géniculées. Nous voyons dans cette tendance des épines géniculées à être représentées même quand leurs articles antennaires correspondants sont absents, un argument de plus en faveur de l'importance systématique de ces épines et par suite de la formule antennaire.

Armature maxillaire

Les maxilles (fig. 12) des phlébotomes femelles de cette espèce, présentent 5 dents apicales externes, et une rangée d'environ 16 dents, située du côté interne, assez antérieurement.

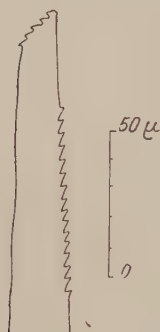


FIG. 12. — *Phlebotomus macedonicus* femelle. Maxille.



FIG. 13. — *Phlebotomus macedonicus* femelle. Armature pharyngienne.

Armature pharyngienne

L'armature pharyngienne (fig. 13), est disposée d'après le type général du sous-genre *Larroussius*.

Spermathèques

Comme on le voit sur la figure 14, les spermathèques crénelées, à long col, sont assez allongées dans leur ensemble. Leurs canaux s'ouvrent séparément dans le vagin. Ces canaux ne sont pas très longs. Leur longueur, divisée par la longueur du corps crénelé de la spermathèque (cou et tête de la spermathèque exceptés), donne le rapport : 2,9-3,4. Ce rapport est difficile à préciser à cause des flexions multiples et sur des plans variés, tant du canal que de la spermathèque elle-même.

Biologie du *Phlebotomus macedonicus*. — En ce qui concerne la biologie de ces insectes, nous n'avons que les renseignements suivants que nous devons à l'amabilité du prof. Franchini. Ils sont très répandus à Modène et Bologne depuis le mois d'avril jusqu'à la fin de septembre. Tous les exemplaires étudiés ont été capturés à l'intérieur de maisons particulières, soit à Modène, soit dans la villa du prof. Franchini qui est située dans la plaine, à 5 kilomètres de Bologne. Les insectes, qui sont moins nombreux pendant la sécheresse, augmentent d'une façon extraordinaire aussitôt après la pluie. L'homme est très souvent attaqué.

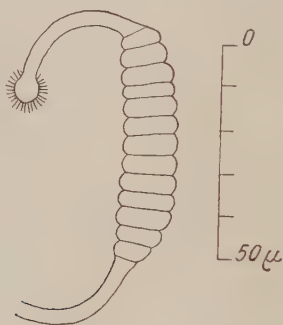


FIG. 14. — *Phlebotomus macedonicus* femelle. Spermathèque.

Le prof. Franchini ajoute qu'il y a à Modène de véritables endémies et de véritables épidémies de fièvre de trois jours.

Ces insectes, qui pénètrent volontiers dans les maisons, se trouvent toujours nombreux parmi les tiges du chanvre, qui est très cultivé à Modène et dans les environs.

RÉSUMÉ

Nous donnons une description détaillée d'un lot de phlébotomes qui nous ont été envoyés par le prof. Franchini. Ces phlébotomes proviennent de Modène et appartiennent à l'espèce *P. macedonicus* Adler et Theodor 1931. Nous signalons donc la présence de *P. macedonicus* en Italie et nous complétons la diagnose de cette espèce. La femelle décrite par Adler et Theodor ne nous paraît pas appartenir à l'espèce *P. macedonicus*. Nous donnons sa description d'après les exemplaires de Modène.

La forme trouvée par Simić en Yougoslavie et étudiée par cet au-

teur sous le nom *P. perniciosus* var. *nitzulescui* appartient selon toute probabilité à la même espèce : *P. macedonicus* ; elle doit en tous cas changer de nom, car le nom de *Phlebotomus nitzulescui* a déjà été donné à un phlébotome américain par A. da Costa Lima antérieurement à la publication de Simié.

Nous profitons de la description d'une anomalie intéressante des antennes d'un exemplaire femelle de *P. macedonicus* pour exprimer notre conviction sur l'importance systématique des épines géniculées des antennes.

Nous terminons par quelques renseignements sur la biologie des exemplaires étudiés, renseignements que nous devons au prof. Franchini.

D'après le prof. Franchini, cette espèce transmet, aux environs de Bologne et de Modène, la fièvre des trois jours.

BIBLIOGRAPHIE

- ADLER (S.) et THEODOR (O.). — Investigations on Mediterranean Kala Azar. III. The Sandflies of the Mediterranean Basin. *Proceedings of the Royal Society*, CVIII, 1931, Séries B, N° B 759, p. 464-480.
- DA COSTA LIMA (A.). — Sobre os phlebotomos americanos. *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz*, XXVI, 1932, p. 15-69.
- NITZULESCU (G. et V.). — Essai de table dichotomique pour la détermination des phlébotomes européens. *Ann. de parasitologie*, IX, 1931, p. 122-133.
- NITZULESCU (V.). — Sur la présence en Europe du *Phlebotomus major* s. str. *Ann. de parasitologie*, VIII, 1930, p. 376-381.
- Sur le *Phlebotomus ariasi* Tonnoir 1921 ; sa présence en France. *Ann. de parasitologie*, VIII, 1930, p. 530-539.
- *Phlebotomus langeroni* n. sp. et *P. langeroni* var. *longicuspis*. de Douar-Shott (Tunisie). *Ann. de Parasitologie*, VIII, 1930, p. 547-553.
- Essai de classification des phlébotomes. *Ann. de parasitologie*, IX, 1931, p. 271-275.
- Sur la présence en Yougoslavie du *Phlebotomus perniciosus* var. *tobbi*, Adler, Theodor et Lourie, 1930. *Ann. de parasitologie*, IX, 1931, p. 266-270.
- SIMIÉ (T.). — Présence à Skoplje d'une nouvelle variété de *Phlebotomus perniciosus*. *Ann. de parasitologie*, X, 1932, p. 431-434.

Laboratoires de parasitologie des Facultés de médecine de Jassy et de Paris.

CONTRIBUTION A L'ETUDE DES ACARIENS PLUMICOLES

Par A. BONNET et J. TIMON-DAVID

Dans une première note, publiée en 1932 (1), nous avons entrepris une série de recherches sur les acariens plumicoles. L'étude de ce groupe important paraît avoir été quelque peu délaissée en France, depuis les travaux classiques, mais déjà anciens, de Trouessart, de Robin, de Mégnin et de Railliet. Il nous a semblé qu'il y aurait intérêt à reprendre l'examen de ces ectoparasites, qui jouent peut-être un rôle inoculateur important chez les oiseaux.

Du reste, en dehors de leur rôle possible comme hôtes intermédiaires, ces acariens ont une biologie peu connue qui doit réserver d'intéressantes découvertes, si l'on en juge par les curieuses observations de Robertson, de Murray et de Mégnin sur les migrations et les métamorphoses du *Falciger rostratus* (Buchh.) du pigeon. Mais si les documents à ce sujet sont déjà fort incomplets, en ce qui concerne les parasites des oiseaux de basse-cour, ils sont tout à fait déficients pour ceux des oiseaux sauvages.

Il nous paraît donc utile de faire connaître, dans une série de notes, les données morphologiques et systématiques que nous pourrions rassembler. Ces éléments serviront de base aux recherches sur la distribution biogéographique, le cycle évolutif et la biologie générale de ces intéressants plumicoles.

Railliet, dans son *Traité de Zoologie médicale et agricole* (1895), fait des *Analgesina* une sous-famille des *Sarcoptida* ; Berlese, dans son magistral ouvrage *Gli Insetti*, considère les *Analgesida* comme une famille autonome, qu'il range avec les *Canestrinida*, les *Sarcoptida*, les *Epidermoptida*, les *Listrophorida*, et les *Tyroglyphida*, dans la section des sarcoptiformes (sous-ordre des acariens astigmatés).

Nous adopterons ici cette manière de voir et diviserons la famille des *Analgesida* en un certain nombre de sous-familles.

Nous avons donné, dans notre note de 1932, les figures et les diagnoses de cinq espèces : *Pteronyssus nuntiaveris* Berlese, parasite d'*Hirundo urbica* ; *Pterocolus appendiculatus* var. *minutipes* Ber-

(1) *Bull. Soc. Linnéenne de Provence*, V, 1932.

lese, recueilli également sur *Hirundo urbica* ; *Pterodectes rutilus* Robin, sur *Chelidon rustica* ; *Proctophyllodes ampelidis* (Buchh.), sur divers passeriformes ; *Proctophyllodes styliifer* (Buchh.), sur *Ænanthe ænanthe*.

Nous donnons ci-dessous les descriptions de la nouvelle série de plumicoles que nous avons trouvés pendant l'été et l'automne 1932. Ces acariens appartiennent aux trois sous-familles des *Pterolichinae*, des *Analgesinae*, et des *Proctophyllodinae* ; ils sont représentés par huit espèces différentes.

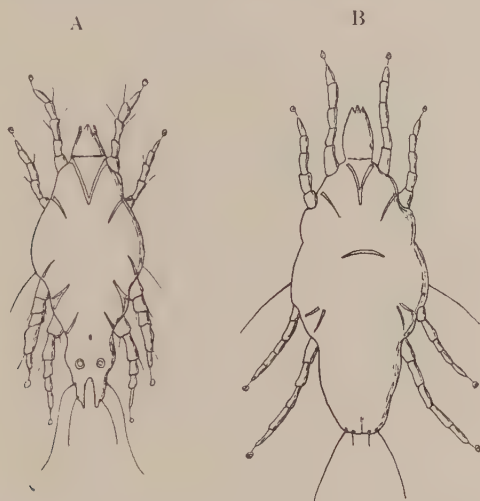


FIG. 1. — *Pterolichus cultrifer*. A, mâle ; B, femelle, $\times 90$.

Pterolichinae. — Cette sous-famille qui est caractérisée par l'abdomen des femelles adultes entier et les pattes subsemblables et presque égales dans les deux sexes ne nous a fourni qu'une seule espèce : *Pterolichus cultrifer* (Rob. et Megn.) (fig. 1), du groupe des *Pterolichi sensu stricto*, sous groupe des *Cultrigeri*, dont l'abdomen du mâle se prolonge par deux lames minces en forme de couteaux.

Nous avons trouvé en abondance le *Pterolichus cultrifer* sur *Cypselus apus* ; tous les martinets tués à La Viste, près de Marseille, en mai-juin, en étaient porteurs. Cette espèce, ainsi que les deux ou trois voisines, appartenant également au sous-groupe des *Cultrigeri*, paraît localisée sur les martinets. La forme que nous avons récoltée peut se caractériser comme il suit. Epimères antérieures soudées en V, pattes assez longues, bien développées, celles

de la quatrième paire dépassant nettement l'abdomen dans les deux sexes ; parties latérales du corps élargies ; abdomen du mâle rétréci en cône et divisé en deux lobes par une incisure médiane assez étroite et portant deux longs poils souples de chaque côté. Abdomen de la femelle arrondi avec quatre poils, les externes assez longs, les internes courts. Mâle long de 425 μ ; femelle longue de 475 μ .

Analgesinæ. — Cette sous-famille se distingue de la précédente par le grand développement des troisième ou quatrième paires de pattes chez le mâle. Nous avons récolté deux espèces appartenant au genre *Pteronyssus* et une au genre *Analges*.

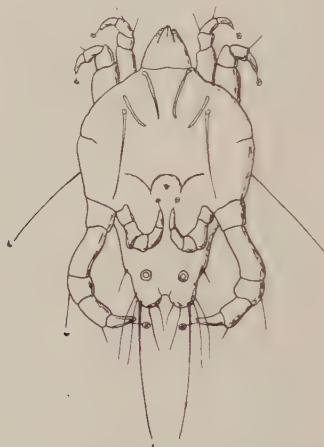


FIG. 2. — *Pteronyssus striatus* mâle, $\times$ 90.

Pteronyssus nuntiaveris Berlese. Nous avons déjà signalé dans notre première note la fréquence de ce plumicole sur les hironnelles aux environs de Marseille ; nous l'avons retrouvé en abondance sur les grandes rémiges d'*Hirundo urbica*.

Pteronyssus striatus Rob. et Mégn. (fig. 2) s'est, au contraire, montré très rare dans nos récoltes. Cette espèce n'y est représentée que par un seul mâle trouvé sur un pinson, *Fringilla caelebs*, tué à La Viste, en octobre 1932 ; elle est très voisine de *P. nuntiaveris* et s'en distingue principalement par l'élargissement du corps au-dessus de l'insertion de la troisième paire de pattes et par la présence de cinq poils bien développés sur chacun des deux lobes abdominaux. Mâle long de 425 μ .

Analges passerinus (D. G.) Rob et Mégn. (fig. 3) vit également sur

Fringilla cœlebs ; nous l'avons recueilli plusieurs fois sur des oiseaux tués dans des stations très éloignées : dans la banlieue marseillaise et aux environs de Goulier (Ariège), à quelques kilomètres de la frontière d'Andorre.

Berlese indique les plumes de la tête comme emplacement d'éclosion de cet acarien ; nous l'avons toujours trouvé sur les grandes rémiges.

C'est une grande et belle forme représentée par un petit nombre de mâles et de femelles. Les *Analges* sont faciles à distinguer des

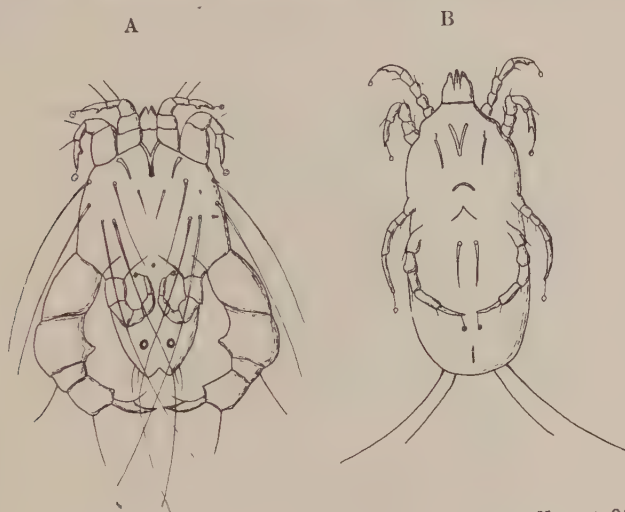


FIG. 3. — *Analges passerinus*. A, mâle ; B, femelle, $\times 90$.

genres voisins par le très grand développement de la troisième paire de pattes chez le mâle et l'absence d'ambulacres à cette paire de pattes qui se terminent par un long doigt crochu.

L'*Analges passerinus*, qui est propre aux pinsons, est très voisin de l'*A. unidentatus* des ptérocyncles et de *A. bidentatus* des rousserolles, dont il se distingue par la forme simple de l'apophyse fémorale de la troisième paire de pattes et l'abdomen légèrement bifide du mâle. L'abdomen de la femelle, largement arrondi, porte quatre longs poils, comme dans les espèces voisines. Mâle long de 425 μ ; femelle longue de 460 μ .

Proctophyllodinæ. — Le caractère principal de cette sous-famille réside, comme on le sait, dans la forme allongée et bifide de l'abdomen de la femelle qui se termine par des apophyses ensiformes assez développées. Cette sous-famille est représentée par

quatre espèces appartenant aux genres *Alloptes*, *Pterodectes*, *Pterocolus* et *Proctophyllodes*.

Alloptes microphyllus Rob. (Trouessart) (fig. 4) est encore un

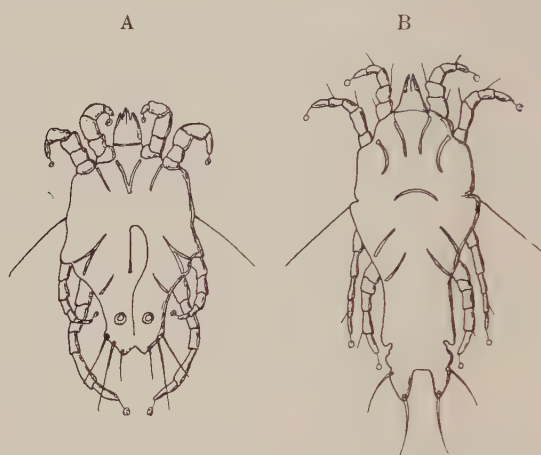


FIG. 4. — *Alloptes microphyllus*. A, mâle ; B, femelle, $\times 90$.



FIG. 5. — Nympe de *Pterocolus edwarsi*.
A, vue par la face ventrale ; B, vue de profil, $\times 90$.

parasite de *Fringilla cœlebs*, mais il est bien plus commun que les précédents ; nous l'avons trouvé en abondance sur les rémiges des pinsons tués à La Viste et à Goulier.

Le genre *Alloptes* est caractérisé par la quatrième paire de pat-

tes un peu plus développée que la troisième. L'*A. microphyllus*, comme l'*A. hemiphyllus*, qui vit également sur le pinson, est caractérisé par un pénis très long ; ces deux espèces sont très voisines l'une de l'autre. Chez *A. microphyllus*, l'abdomen du mâle est atténué postérieurement et non largement bilobé ; les lobes abdominaux, chez la femelle, sont ovoïdes et laissent entre eux une large fente rectangulaire. Mâle long de 375 μ ; femelle longue de 475 μ .

Pterocolus edwardsi Trouessart (fig. 5 et 6). Nous avons recueilli en abondance des nymphes femelles de cette espèce sur les ailes

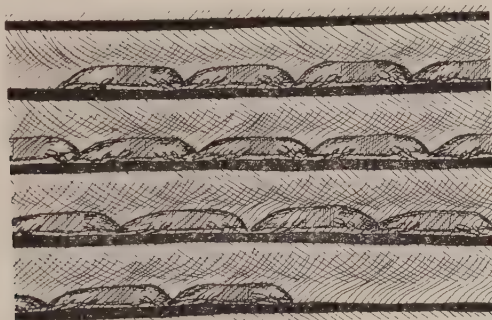


FIG. 6. — Nymphes de *Pterocolus edwardsi* en place entre les barbules des plumes, $\times 35$.

d'un *Hypolaïs polyglotta* (Vieill.), tué à Port-Miou, près Cassis (B.-du-Rh.), en mai 1932. Ces nymphes, qui semblaient être en état de mue, étaient fortement fixées sur les barbes des plumes et entre les barbules ; elles étaient disposées en file indienne, très régulièrement, par séries de huit ou dix, au voisinage du rachis de la plume et la tête toujours tournée vers l'extérieur. Le *P. edwardsi*, qui appartient au groupe des *caudati*, est caractérisé par la soudure des épimères antérieures et l'habitat sur les fauvelles, les rousserolles, les pouillots, tandis que les espèces voisines parasitent surtout les corbeaux, les étourneaux et les hirondelles. Nymphes longues de 545 μ .

Pterodectes bilobatus Rob. (fig. 7). C'est une grande espèce que nous avons trouvée sur *Alauda arvensis*. Toutes les alouettes tuées aux environs de Toulouse, en novembre 1932, portaient sur les rémiges des légions innombrables de ces acariens. Ce *Pterodectes* est très voisin de *P. cylindraceus*, du corbeau et de *P. rutilus*, de l'hirondelle, que nous avons récolté l'année dernière. Le *P. biloba-*

tus se distingue principalement de ces deux dernières espèces par l'habitat et par la forme plus rectangulaire des lobes abdominaux du mâle. A côté des mâles et des femelles disséminés dans les plumes, nous avons trouvé de nombreuses nymphes disposées entre les barbes et les barbules de l'oiseau, dans une attitude tout à fait identique à celle offerte par les nymphes de *Pterocolus edwarsi*. Mâle long de 425 μ ; femelle longue de 580 μ ; nymphe longue de 500 μ .

Proctophyllodes ampelidis (Buchh.). Nous avons déjà signalé en

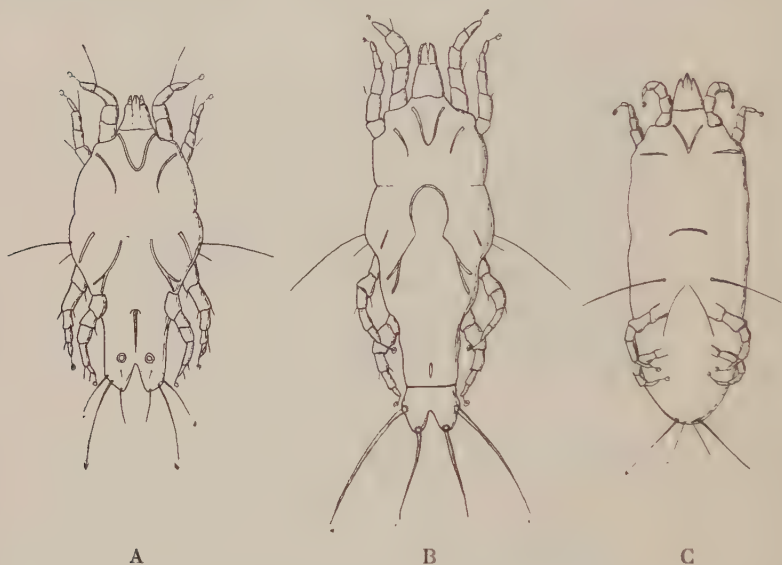


FIG. 7. — *Pterodectes bilobatus*. A, mâle ; B, femelle ; C, nymphe, $\times 90$.

1932 la grande variété d'habitat de ce parasite qui paraît très peu sensible à la spécificité de son hôte ; nous le signalions sur *Anthus trivialis* (L.), *Muscicapa nigra* Briss., *Sylvia atricapilla* (L.) et *Regulus ignicapillus* Temm. Nos nouvelles recherches nous permettent d'accroître considérablement cette liste ; nous l'avons en effet observé sur les oiseaux suivants :

Phylloscopus sibilatrix (Bechst.), La Viste (Marseille), septembre.

Sylvia simplex Lath., *Ibid*.

Muscicapa striata (Pallas), *Ibid*.

Phoenicurus ochrurus (Gmel.), Collines de Marseillevéyre (B.-du-Rh.), octobre.

Anthus trivialis (L.), Goulier (Ariège), juillet ; La Viste (B.-du-Rh.), septembre.

Parus ater L. Goulier, juillet.

Chloris chloris (L.), La Viste, juillet.

Carduelis elegans Stephens, La Viste, novembre.

Lanius senator L., La Viste, septembre.

BIBLIOGRAPHIE

BERLESE (A.). — *Acari, Myriapoda et Scorpiones hucusque in Italia reperta*, 1.200 Pl. 1882-1902.

BUCHHOLZ. — *Bemerk. Gatt. Dermaleichiden*.

CANESTRINI (G.). — *Prospetto dell' Acarofauna italiana. Atti Soc. Venet.-trentina di sc. natur.*, Padova, 1885-1892.

CANESTRINI et KRAMER. — *Acarina, Demodicidæ und Sarcoptidæ. Das Tierreich*, Lfg. 7, Berlin, 1899. -

HALLER. — Ueber den Bau der vögelbewohnenden Sarcoptiden (Dermaleichiden). *Zeitschr. für wiss. Zool.*, XXXII, 1882, p. 365.

MÉGNIN. — Acariens parasites du tissu sous-cellulaire et des réservoirs aériens chez les oiseaux. *Jour. Anat. et Physiol.*, XV, 1879.

ROBIN et MÉGNIN. — Mémoire sur les Sarcoptidés plumicoles. *Journ. Anat. et Physiol.*, IX, 1873.

TROUESSART (E.). — Considérations générales sur la classification des Acariens, suivies d'un essai de classification nouvelle. *Rev. Sc. Nat. de l'Ouest*, 1892.

TROUESSART et MÉGNIN. — *Sarcoptidés plumicoles*.

Laboratoire de zoologie de la Faculté des sciences de Lyon.

NOTES SUR LES HIRUDINÉES.

II. *PISCICOLA PLATENSE* N. SP., D'UN POISSON SUD-AMÉRICAIN *HOPLIAS MALABARICUS* (BLOCH)

Par E.-H. CORDERO

Sur un poisson très commun dans tous les cours d'eau des pays du bassin du Rio de la Plata, connu vulgairement sous le nom de « tararira », et qui est l'*Hoplias malabaricus* (Bloch), de la famille des *Characidæ*, = *Macrodon trahira* Spix, il est fréquent de trouver une sangsue appliquée contre la surface extérieure du corps et aussi dans la cavité brachiale, qui vraisemblablement correspond au genre *Piscicola*.

Ce genre, établi en 1818 par de Blainville, compte un certain nombre d'espèces de divers continents (Europe, Asie, Amérique du Nord), quelques-unes bien connues et d'autres plus ou moins douteuses, parasites généralement des poissons d'eau douce. Jusqu'ici pas un seul représentant de ce genre n'a été signalé pour l'Amérique méridionale, de sorte que l'espèce décrite ici sous le nom de *Piscicola platense* n. sp., d'après quelques exemplaires provenant de l'Uruguay et de la République Argentine, établit l'existence de ce genre de la famille des *Ichthyobdellidæ*, dans l'hémisphère sud.

Matériel d'étude. — J'ai disposé de quatre lots d'hirudinées, qui, bien que provenant de différents endroits, ont été recueillies toujours sur le même poisson, à savoir :

Les onze premiers exemplaires furent ramassés par moi-même en novembre 1928, dans le département de Tacuarembó, en Uruguay. J'ai effectué alors, à la campagne même, quelques observations sur les vers vivants, encore adhérents à la peau du poisson. J'ai pu voir alors l'annulation du corps, mais les résultats ayant été insuffisants, j'ai préféré attendre la récolte d'autres exemplaires avant de faire connaître cette nouvelle espèce.

En 1931, j'ai reçu du Musée national d'histoire naturelle de Buenos-Aires deux exemplaires (numéro du catalogue 19956), ramassés en octobre de cette année par le professeur Doello-Jurado, directeur du musée, sur une « tararira » pêchée dans le fleuve Luján, Zelaya, province de Buenos-Aires.

Il m'est arrivé, en outre, dix exemplaires qui, sur ma requête, me furent envoyés peu après par le docteur MacDonagh, du Musée de La Plata, recueillis sur le même poisson aux environs de cette ville.

Enfin, dans les premiers jours de l'année dernière, j'ai ramassé encore huit exemplaires, que j'ai pu étudier *in vivo*, fixés à une « tararira » pêchée près de la Barra de Santa Lucía, département de Montevideo.

L'exemplaire représenté sur la figure 1 correspond à un individu jeune, provenant du premier lot ; ceux qui ont été employés aux dissections (fig. 4), correspondent à ceux reçus de Buenos-Aires, car ils étaient les plus vigoureux ; enfin, ceux qui ont été inclus et coupés (pl. XII) correspondent à l'envoi de La Plata.

Quelques-uns des spécimens de l'Uruguay se trouvent au Musée national d'histoire naturelle de Montevideo.

Je remercie sincèrement mes amis MM. Doello-Jurado et MacDonagh de leurs envois respectifs.

Morphologie externe. — *Piscicola platense* n. sp., atteint une longueur maxima de 30 mm. Les petits exemplaires varient généralement entre 25 et 10 mm. La largeur maxima du corps est égale à la dixième et même à la douzième partie de la longueur, c'est-à-dire à 3, 2,5 et 2 mm., jusqu'à 1 mm., quand les plus petits se trouvent en complète extension.

Dans les plus grands exemplaires (fig. 2), le corps se divise nettement en deux portions bien différentes, qui se distinguent par l'épaisseur du diamètre transversal et qui sont séparées par le sillon qui se trouve entre les somites XII et XIII. Les deux portions présentent une section cylindrique chez les individus vivants, mais, quand ils sont conservés, ils s'aplatissent généralement dans le sens dorso-ventral, quoique les plus petits exemplaires conservent leur forme normale.

Le rapport entre les longueurs des deux portions du corps oscille entre 1,4 et 1,5.

Chez les petits exemplaires, qui vraisemblablement correspondent à des individus jeunes, on ne distingue pas nettement la séparation des régions du corps (fig. 1), quoiqu'on y voie avec plus de précision que chez les adultes, la séparation des anneaux et leur groupement en somites.

La ventouse antérieure est petite et cupuliforme, un peu plus grande que le diamètre du cou ; son bord est oblique et lisse ; l'orifice buccal s'ouvre au fond et plutôt vers l'arrière.

La ventouse postérieure est bien plus large que le diamètre du corps, peut-être atteint-elle le double de ce diamètre ; elle est de contour régulièrement circulaire et adhère fortement à la peau de l'hôte.

Il est en général difficile de distinguer nettement les anneaux du corps, non seulement le groupement des anneaux en somites, mais aussi les anneaux entre eux. Chez les animaux jeunes, qui n'atteignent pas plus de 11 mm. de longueur (fig. 1), la segmentation est plus visible et les résultats que je donne plus loin, quoiqu'ils expriment le terme moyen des observations réalisées, ont été obtenus principalement par leur examen.

On peut conclure que mes observations coïncident avec les des-



FIG. 1. — *Piscicola platense* n. sp. Exemple jeune, six millimètres de longueur, vu par sa face ventrale. On n'y distingue pas la séparation du corps en deux portions.

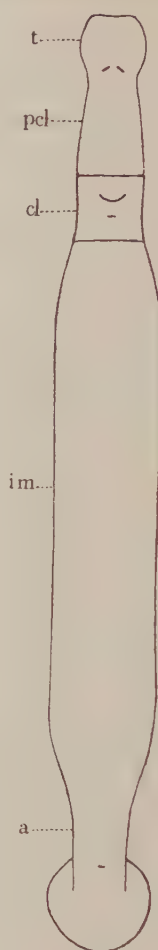


FIG. 2. — *Piscicola platense* n. sp. Schéma de la division du corps en deux portions distinctes et celles-ci en régions : t, tête ; pcl, région préclitellienne ; cl, clitellum ; im, région de l'intestin moyen ; a, région anale.

criptions qu'on a fait d'autres espèces du genre *Piscicola*, et que l'espèce que je décris diffère seulement de ces dernières par quelques caractères tirés de la morphologie externe et de l'organisation interne, caractères suffisants pour justifier la création d'une espèce distincte.

La face dorsale de la ventouse buccale, dont l'extrémité antérieure est tronquée, à bords latéraux semi-circulaires et à surface convexe, représente la tête et offre une succession de sillons transversaux qui la divisent en anneaux plus ou moins bien limités, inégaux en épaisseur, qu'on ne peut pas toujours fixer avec précision. Toutefois, ce nombre n'est jamais inférieur à cinq, quelques-uns étant subdivisés par des sillons secondaires, plus marqués à leur base. Les anneaux de la tête, qui peuvent atteindre le nombre de neuf à cause de cette subdivision, représentent les quatre premiers somites (I-IV), dont la composition est très difficile à établir.

Chez tous les exemplaires, on distingue très bien une paire d'yeux située sur l'avant-dernier anneau, qui est généralement double et qui, uni au suivant, correspond au somite IV.

A la suite de la tête se trouve le cou, formé par huit somites (V-XII), dont les six premiers constituent la région préclitellienne (V-X) et les deux derniers le clitellum (XI et XII), qu'on aperçoit clairement sur quelques-uns des exemplaires, à cause de la plus grande épaisseur des téguments et surtout parce qu'il devient ici plus difficile de distinguer les anneaux, leur coloration étant quelque peu plus foncée.

Ces huit somites du cou se décomposent en un certain nombre d'anneaux, dont l'analyse est indiquée un peu plus loin. A présent, il suffit de dire que le somite V est constitué par trois anneaux, dont le premier est séparé seulement en partie du suivant, que le somite VI possède quatre anneaux, que le somite VII en possède six et que le somite VIII en possède neuf. Le somite suivant IX est le seul à présenter le nombre normal de douze anneaux qu'on a fixé pour quelques espèces de ce genre, tandis que ce nombre décroît ensuite pour atteindre six dans le somite X et trois, quelquefois totalement ou partiellement dédoublés, dans les somites XI et XII, qui forment le clitellum.

Les orifices sexuels sont séparés par deux ou trois anneaux ; l'orifice mâle est situé aux limites des somites XI et XII, tandis que l'orifice femelle se trouve au milieu du somite XII, en face du dernier anneau.

Si l'on fait usage de la notation établie en 1898 par le prof. J.-P. Moore, de Philadelphie, pour fixer avec précision le nombre, la situation et l'origine de chaque anneau dans le somite correspondant (1), on peut assurer que l'orifice génital mâle se trouve entre

(1) J.-Percy Moore, en 1898 et dans des travaux ultérieurs, introduit, d'accord avec sa conception morphologique de la métamérie des hirudinéés, un système de notation des somites et de leurs anneaux correspondants, qui, bien que très

XIIa₃ et XIIa₁ et l'orifice génital femelle entre XIIa₂ et XIIa₃, en supposant que les anneaux du somite XII soient seulement au nombre de trois, ou entre XIIb₄ et XIIa₃, si le deuxième anneau a₂ se trouve divisé en deux anneaux secondaires, auquel cas il y aura quatre composants du somite XII.

La face dorsale, aussi bien que la face ventrale de la portion antérieure du corps est lisse et uniforme, sans offrir d'autre intérêt que les sillons interannulaires ; toutefois, chez quelques exemplaires, on

rationnel et très pratique, n'a pas été adopté par les spécialistes de l'ancien monde. Je vais tâcher d'en exposer ici brièvement la raison.

Le somite primitif d'*Helobdella* et de *Proclepsis*, composé de trois anneaux primaires, s'exprime avec la formule : a₁-a₂-a₃, dans laquelle a₂ correspond à l'anneau central, qui porte le ganglion nerveux.

Un ou deux ou les trois anneaux primaires peuvent se dédoubler et donner naissance à des somites de plus de trois anneaux. Ainsi, le cas des espèces du genre *Hæmenteria*, qui possèdent cinq anneaux par somite, fournit la formule : b₁-b₂-a₂-b₅-b₆. L'anneau a₁ se dédouble en b₁-b₂ et a₃ en b₅-b₆ ; l'anneau a₂ ne se modifie pas.

Dans les espèces du genre *Trachelobdella*, l'anneau central a₂ se divise encore, et les somites ont six anneaux normaux, dont la formule s'exprime : b₁-b₂-b₃-b₄-b₅-b₆, ou plus simplement b₁-b₆.

Chez quelques espèces du genre *Piscicola*, *P. punctata* par exemple, les somites centraux sont composés de douze anneaux, résultant de deux divisions successives des anneaux primaires ; leur formule est donc :

$$c_1-c_2-c_3-c_4-c_5-c_6-c_7-c_8-c_9-c_{10}-c_{11}-c_{12}, \text{ ou encore } c_1-c_{12}.$$

Mais dans d'autres espèces du même genre, *P. geometra* étant le type, qui présente quatorze anneaux dans ses somites centraux, il y a quelques anneaux tertiaires qui sont à leur tour subdivisés, ce qui s'exprime alors comme il suit : d₁-d₂-c₂-c₃-d₇-d₈-c₅-c₆-c₇-c₈-c₉-c₁₀-c₁₁-c₁₂, ou plus brièvement d₁-d₂-c₂-c₃-d₇-d₈-c₅-c₁₂.

En fait, le somite primitif possède trois anneaux (Whitman, Moore, Castle, etc.), ou anneaux primitifs a ; chacun d'eux peut donner lieu par division à deux anneaux b (anneaux de second ordre) ; chacun de ceux-ci à deux anneaux c (anneaux tertiaires) et, finalement, ceux-ci à deux anneaux de quatrième ordre, d.

L'indice indique l'emplacement de l'anneau dans le somite, en même temps qu'il exprime l'ordre aux dépens de l'anneau originaire, par exemple : l'anneau de quatrième ordre d₁₀, correspond à la moitié postérieure de l'anneau tertiaire c₆ ; celui-ci, à son tour, provient par division de l'anneau de second ordre b₃, correspondant à une partie de l'anneau primaire a₂.

Quand on se rapporte à un somite déterminé, on place devant la lettre qui exprime l'anneau un numéro d'ordre en chiffres romains. Ainsi, si l'on veut exprimer que chez *Hirudo medicinalis*, les orifices mâle et femelle, que, selon la notation couramment employée par Raphaël Blanchard, d'accord avec Whitman et suivie par le plus grand nombre des auteurs, s'ouvrent entre les anneaux 30 et 31, et les anneaux 35 et 36, respectivement, on devra écrire : orifice ♂ XIb5/b₆ ; orifice ♀ XIIb5/b₆, car l'un aussi bien que l'autre percent l'interligne situé entre l'avant-dernier et le dernier anneau des deux somites XI et XII.

De la même manière, quand on désire exprimer la position des 17 paires de pores néphridiens de cette même espèce, il suffit de dire qu'ils sont situés sur le bord postérieur de l'anneau qui est placé devant a₂, ou plus exactement, le premier néphridiopore : VIIa₁/a₂, puisque le huitième somite ne possède que quatre anneaux (a₁-a₂-b₅-b₆), les autres néphridiopores : IXb₃/a₃·XXIVb₂/a₃, au lieu de dire comme jusqu'ici, premier pore entre les anneaux 13 et 14, dernier pore entre 93 et 94, sans tenir compte du *prostomium*, qu'on doit avoir présent maintenant, car par sa morphologie il équivaut à n'importe lequel des anneaux restants.

peut bien apercevoir que les anneaux Vlb_3 , $VIIb_3$, $VIIIc_6$ et IXc_6 offrent à leur face dorsale, sur la ligne paramédiale externe, une petite verrue, qui correspond aux similaires de chacun des anneaux c_6 des somites de la portion postérieure et qui représentent les organes tactiles ou *sensilles*.

La portion postérieure du corps est régulièrement fusiforme et comprend principalement la région de l'intestin moyen (*Mittelkörperregion*, de Selenksy), qu'on peut nommer aussi région néphridienne, constituée par les somites XIII à XXIV, et la région anale, constituée par les trois suivants (XXV-XXVII), plus mince que l'antérieure, et qui forme un pédicule à la ventouse terminale.

On aperçoit avec grande netteté les limites des douze premiers somites (XIII-XXIV). Le somite XIII est formé par onze anneaux, les autres (XIV-XXIV) par douze, groupés par paires, de telle façon que les sillons qui séparent les anneaux consécutifs sont plus profonds ou se trouvent plus marqués que ceux qui séparent les anneaux de chaque paire, ce qui n'est pas rare, car ils proviennent du dédoublement transversal des anneaux plus larges préexistants.

Les anneaux c_5 et c_6 de tous ces somites (XIII-XXIV) présentent dans les exemplaires fixés et conservés, qui ont totalement perdu leur coloration vert-olive originale, une nuance plus foncée, leur cuticule étant, de plus, épaisse et saillante, aussi se distinguent-ils bien des autres anneaux qui sont tous égaux.

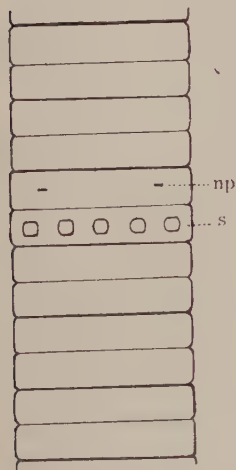


FIG. 3. — *Piscicola platense* n. sp. Schéma du somite typique de la région moyenne du corps, composé de douze anneaux : c_1 - c_{12} ; np, néphridiopore ; s, sensilles.

A la face ventrale de l'anneau c_5 , sur la ligne paramarginale externe des somites XIV à XXIV, on peut bien apercevoir les néphridiopores, qui se trouvent au nombre de onze paires.

Sur l'anneau suivant c_6 , à la face dorsale, se détachent des petites verrues à peine saillantes, au nombre de cinq, une impaire située dans le plan médian, avec deux de chaque côté, équidistantes, qui correspondent vraisemblablement à des *sensilles* (fig. 3).

Grâce à de telles différenciations : coloration plus foncée de certains anneaux, néphridiopores et verrues sensibles, les somites peuvent être assez bien limités ; à part cela, ils sont d'une uniformité parfaite, car notre espèce manque de vésicules pulsatiles qu'on observe dans quelques-

unes de ses congénères. Je ne les ai pas observées chez les animaux vivants, et encore moins sur ceux qui ont été conservés, quoiqu'il existe peut-être des diverticules métamériques du système lacunaire difficiles à découvrir, qui, s'ils sont présents, doivent correspondre probablement aux anneaux c_5 et c_6 .

Les trois derniers somites (XXV-XXVII) sont de plus petit diamètre et forment un pédicule entre le tronc et la ventouse postérieure. Ils sont formés par un certain nombre d'anneaux, difficiles à limiter, qui se succèdent confusément et se perdent sur la ventouse postérieure, dont la face dorsale présente des sillons transversaux parallèles aux interannulaires. L'anus s'ouvre sur un des derniers anneaux et correspond au somite XXVII.

Nous donnons dans le tableau ci-joint la division du corps en régions, en somites, et la composition de ceux-ci.

Organisation interne. — La bouche s'ouvre au fond et assez en arrière dans la ventouse antérieure ; le pharynx et la trompe, assez courte, ainsi que l'œsophage, occupent l'intérieur de la portion antérieure du corps, unis aux glandes salivaires.

L'estomac (fig. 4), s'étend depuis le somite XIII jusqu'au XIX, formant six élargissements ou cæcums (*cg*) dans les espaces que laissent libres les testicules ; ces cæcums occupent la partie antérieure de chacun des somites correspondants (XIV-XIX). Le dernier des cæcums, qui est plus petit que ceux qui le précèdent, se continue, après une légère constriction, avec l'intestin, qui occupe les somites XX-XXIV et se termine au rectum, plus mince et débouchant à l'anus, situé dans la région anale du corps (XXV-XXVII).

Il existe cinq paires de testicules, qui alternent avec les cæcums gastriques, occupent la moitié postérieure de chaque somite et en atteignent le pôle proximal à la hauteur des ganglions nerveux. Les testicules sont oblongs ; leur axe est oblique et du pôle antérieur de chacun d'eux part un délicat vaisseau efférent, qui, se dirigeant en dehors, se réunit au canal déférent commun (*v*), lequel s'élargit et se pelotonne à la hauteur du ganglion nerveux XIII où, en augmentant un peu son diamètre, il se transforme en un sac spermatique (*ss*), qui se déverse dans un ample canal éjaculateur (*ce*), placé à la hauteur du ganglion XI. Ce ganglion et le suivant sont déviés vers la gauche, entraînant avec eux la chaîne nerveuse, qui forme une anse lâche, pour laisser la place au canal éjaculateur, entouré de petites et abondantes glandes prostatiques (*gp*). Le pore génital mâle a la forme d'une fente semicirculaire placée transversalement entre les somites XI et XII, qui mesure de 300 à 400 μ . Dans cette fente (pl. XII, *om*), s'ouvre le canal éjaculateur (*ce*), et immédiate-

Synopsis de la morphologie externe de *Piscicola platense* n. sp.

Portion antérieure du corps.	Ventouse antérieure ou tête.	Somites I-IV formés par un nombre variable (5-9) d'anneaux. Somite V formé par 3 anneaux : a ₁ -a ₃ .	Dans le somite IV une paire d'yeux.
	Région préclitellienne.	VI — 4 — a ₁ , b ₃ , b ₄ , a ₃ . VII — 6 — b ₁ -b ₆ . VIII — 9 — b ₁ , b ₂ , c ₃ -c ₁₂ . IX — 12 — c ₁ -c ₁₂ . X — 6 — b ₁ -b ₆ . XI — 3 — a ₁ -a ₃ .	Orifice ♂ entre Xla ₃ -XIa ₄ . Orifice ♀ entre les deux derniers anneaux du-somite XII.
	Clitellum.	XII — 3 — a ₁ , (b ₃ -b ₄), a ₃ .	
Portion postérieure du corps.	Région de l'intestin moyen ou néphridienne.	— XIII — 11 — b ₁ , c ₃ -c ₁₂ . Somites XIV-XXIV formés par 12 anneaux : c ₁ -c ₁₂ .	Onze paires de néphridiopores en c ₅ ; sétostilles en c ₆ . Anus dans le somite XXVII.
	Région anale	Somites XXV-XXVII formés par un nombre variable d'anneaux.	
	Ventouse postérieure.	[Somites XXVIII-XXXIV].	

ment près de lui la bourse (b), qui est un court cul-de-sac à parois musculuses.

Les sacs ovariens (fig. 4, *ov*) occupent une grande partie du somite

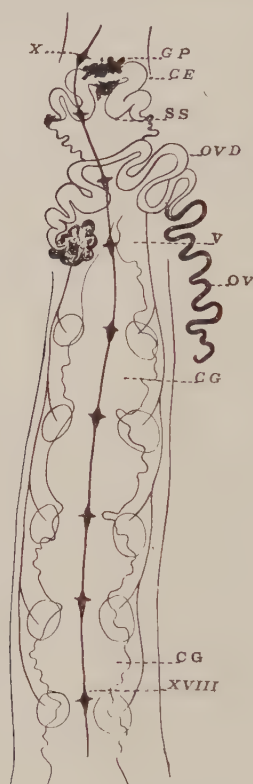


FIG. 4. — Organisation interne de *Piscicola platense* n. sp. Les somites X-XVIII sont ouverts pour montrer l'estomac et les organes génitaux. On voit les canaux éjaculateurs *ce* de chaque côté, en communication avec le vaisseau déférent *v* par l'intermédiaire du sac spermatique *ss*, et aussi les cinq paires de testicules. Un peu en arrière du point où débouchent les organes mâles, on voit les oviductes *ovd* et les sacs ovariens *ov*, ceux du côté droit en place, formant une masse compacte, lenticulaire, ceux du côté gauche déployés pour montrer la continuité du sac ovarien avec l'oviducte. On voit aussi neuf ganglions nerveux X-XVIII, dont le onzième et le douzième sont déplacés à droite pour faire place au sac spermatique du même côté. L'estomac commence à la hauteur du ganglion XIII, où il a été coupé, et se dilate, formant six cæcums *cg*, qui alternent avec les testicules.

XIII, en formant de chaque côté du ganglion une masse lenticulaire, blanchâtre, sinueuse et irrégulière, mélangée à l'oviducte (*ovd*), qui s'en distingue par son aspect trouble. Les oviductes droit et gauche

se réunissent derrière le ganglion XII et s'ouvrent au pore génital femelle, placé entre les anneaux a_2 (b_3 - b_4) et a_3 du somite XII.

Spermatophores. — Quand on exécute des coupes histologiques, on peut voir des détails intéressants et insoupçonnés au simple examen extérieur, même quand celui-ci est réalisé avec le microscope à dissection.

Les coupes représentées dans les microphotographies (pl. XII, 1, 2, 3, 4), laissent voir un spermatophore (*sp*) accolé à la surface externe située immédiatement devant l'orifice génital mâle, qui, comme nous l'avons dit, a une forme semicirculaire. La coupe sagittale de ce spermatophore semble un coin de 130 μ de longueur, dont le sommet se dirige en avant, et dont la base, de 450 μ de hauteur, est située en face de l'orifice mâle. Il est bourré de spermatozoïdes et présente à ses extrémités une certaine quantité de substance amorphe (*sa*), qui ne se colore pas et qui est indubitablement produite par les glandes prostatiques. La surface semilunaire à laquelle il adhère forme quelque chose de comparable à un organe copulateur qui fait saillie et semble être en érection. Cet organe est constitué par un amas de cellules glandulaires (*gp*) axiales, qui, en faisant hernie, séparent les couches tégumentaires épaissies (*tg*) au point même de l'adhésion du spermatophore.

Celui-ci, préalablement formé et expulsé ensuite par le canal éjaculateur (*ce*), est prêt à être transporté et fixé dans une région déterminée du clitellum de l'individu qui, pendant l'accouplement, joue le rôle de partenaire, et qui, à son tour, doit fixer sur l'autre individu un spermatophore similaire.

Dans quelle portion du clitellum le spermatophore devra-t-il se fixer ?

Piscicola geometra présente l'aire copulatrice située en arrière de l'orifice génital femelle ; mais, dans notre espèce, les choses se passent probablement d'une autre manière. Quand on examine les coupes avec attention, on n'aperçoit en arrière de l'orifice femelle aucune zone dont le tégument soit épaissi ni doublé par aucun tissu conducteur des spermatozoïdes ; mais, par contre, juste derrière l'orifice du canal éjaculateur (*ce*), on peut voir un autre conduit terminé en cul-de-sac, la bourse (*b*), indépendante, bien que les deux organes s'ouvrent dans un pore commun (*om*), ce qui a été dit précédemment. Il est très probable que la fixation du spermatophore se réalise dans la bourse et aussi sur la surface contiguë, jusqu'à l'orifice femelle (*pf*). Les choses se passent de la même façon que dans une autre espèce de sangsue d'eau douce de la même famille, *Cystobranchus mamillatus* Malm, au sujet de laquelle Brumpt

(1900, pp. 382-3) s'exprime de la manière suivante : « Nous avons signalé sur *Cystrobranchus mamillatus* l'existence d'une aire copulatrice spéciale située à l'intérieur même de la bourse dépendant de l'organe mâle. Sur la coupe sagittale (fig. 34), on peut voir dans l'intérieur de la bourse une grande quantité de sperme, dont une partie pénètre dans le tissu vecteur ; au-dessus de lui on trouve un petit fragment coloré par l'acide picrique, qui est peut-être un débris de spermatophore ou bien un petit amas de substance sécrétée par la portion terminale des canaux déférents. L'accouplement doit donc se produire, fait unique dans le règne animal, par injection de sperme dans l'organe mâle de l'individu fécondé à travers l'orifice mâle apparent... ».

Il n'est pas facile d'apercevoir le tissu vecteur dans les coupes représentées ici, mais on entrevoit son existence dans un point (*tw*), près duquel sont les follicules ovariens (*ov*).

Je ne sais rien au sujet de la production, du dépôt ni de la forme des cocons de cette espèce.

Ecologie. — *Piscicola platense* adhère par sa ventouse postérieure à la peau de l'hôte, se fixant de préférence à la base des nageoires paires et de la caudale, aussi bien qu'à la muqueuse de la cavité branchiale. Elle reste en général fixée en un point, laissant un godet saignant quand on l'enlève, ce que l'on ne parvient pas à faire sans quelque difficulté.

Cette *Piscicola* sud-américaine paraît être un ectoparasite très strict, non seulement quant au choix de l'hôte, toujours de la même espèce, mais aussi quant à ses rapports étroits avec lui. Contrairement à plusieurs de ses congénères, cette espèce ne semble pas abandonner facilement son hôte, car, ne sachant pas nager, quand on la sépare de son hôte et qu'on la laisse dans l'eau, elle ne tarde pas à périr. On a l'impression, en observant le ver sur l'hôte et en l'enlevant de celui-ci, qu'il se trouve protégé du liquide ambiant par l'abondant mucus qui recouvre le corps du poisson et sur lequel la sangsue remue activement, sans abandonner son point d'adhérence au moyen de sa ventouse postérieure.

Phylogénie. — Il existe plusieurs espèces du genre *Piscicola*, dont le type est *P. geometra* (L. 1753), de l'Europe, de l'Asie et de l'Amérique du Nord, où elle a été probablement introduite avec les carpes européennes. Cette espèce a le corps constitué par des somites de quatorze anneaux, de même que ses congénères asiatiques, *P. elegans* R. Bl. 1896 et *P. olivacea* Hard. 1920.

On connaît une autre espèce de l'Amérique septentrionale, *Pisci-*

cola punctata (Verr. 1871), dont les somites du tronc sont constitués par douze anneaux, une paire d'yeux, cinq paires de testicules et dix paires de néphridiopores, manquant de vésicules pulsatiles qui existent chez les espèces de l'ancien monde. Il faut dire que cette espèce offre avec notre *Piscicola platense* un série de caractères communs, notamment la constitution des somites formés seulement par des anneaux tertiaires, c₁-c₁₂.

Il est très probable que ces deux espèces ont une origine commune ou que *Piscicola platense* est une espèce plus récemment émigrée en Amérique du Sud et dérivée de la précédente. Toutefois, il est évident que *P. punctata* et *P. platense* présentent des affinités marquées dans leur organisation, ce qui les sépare des espèces de la région orientale.

RÉSUMÉ

Nous décrivons dans cette note une nouvelle espèce du genre *Piscicola* de Blainv., qui offre les particularités suivantes :

1. Elle est caractérisée par le fait que le corps est d'une couleur vert-olivâtre uniforme et est divisé en deux portions bien visibles chez les animaux adultes ; ses somites sont formés de douze anneaux ; elle a une paire d'yeux, onze paires de néphridiopores, cinq paires de testicules et manque de vésicules pulsatiles visibles.

2. Elle possède l'aire copulatrice, où se fixent les spermatophores, dans la région comprise entre la bourse et l'orifice génital femelle.

3. Elle vit en ectoparasite sur un poisson d'eau douce de l'Amérique du Sud, *Hoplias malabaricus* (Bloch), qui a une vaste distribution sur ce continent.

4. Elle présente des affinités évidentes avec *Piscicola punctata* (Verrill), de l'Amérique du Nord, dont elle diffère cependant par la constitution des somites de la portion antérieure et par le nombre des néphridiopores, qui sont au nombre de dix chez cette espèce et de onze chez la nôtre.

BIBLIOGRAPHIE

- APATHY (S.). — Süßwasser-Hirudineen. Ein systematischer Essay. *Zoologische Jahrbücher. Abt. für Systematik*, III, 1888, p. 725-794. (Caractères du genre *Piscicola* et de *P. geometra* L.).
- BLANCHARD (R.). — Description de quelques Hirudinées asiatiques. *Mémoires de la Société Zoologique de France*, IX, 1896, p. 316-330. (Description de *Piscicola elegans* R. Bl.).
- BRUMPT (E.). — Reproduction des Hirudinées. *Mémoires de la Société Zoologique de France*, XII, 1900, p. 286-430.

- HARDING (W. A.). — Fauna of the Chilka Lake : Hirudinea. *Memoirs of the Indian Museum*, V, 1920, p. 511-517. (Description de *Piscicola olivacea* Hard.).
- JOHANSSON (L.). — Die Ichthyobdelliden im Zool. Reichsmuseum in Stockholm. *Öfversigt af Kongl. Vetenskaps-Akademiens Förhandlingar*, LV, 1898, p. 665-687. (Diagnose du genre *Piscicola* et de *P. geometra* L.).
- MOORE (J.-P.). — The Leeches of the U. S. National Museum. *Proceedings of United States National Museum*, XXI, 1898, p. 543-563, pl. XL.
- Classification of the Leeches of Minnesota. Nachtrieb, Hemingway et Moore, The Leeches of Minnesota. *Geological and Natural History Survey of Minnesota. Zoological Series*, V, 1912, p. 63-145, pl. I-VI. (Description de *Piscicola punctata* Verr.).
- SELENSKY (W.). — Etudes sur l'anatomie de *Piscicola*. *Travaux de la Société Impériale des Naturalistes de St-Petersbourg. Section de Zoologie et Physiologie*, XXXVI, 4, 1907, p. 37-88, pl. V. (En russe, avec résumé en allemand : Studien über die Anatomie der *Piscicola*, p. 89-111). (Discussion sur la métamérie de *Piscicola*).
- WHITMAN (C. O.). — The external Morphology of the Leech. *Proceedings of the American Academy of Arts and Sciences*, XX, 1886, p. 76-87, pl. .

*Laboratoire de parasitologie,
Faculté de médecine de Montevideo (Uruguay).*

EXPLICATION DE LA PLANCHE XII

Piscicola platense n. sp.

Les microphotographies 1, 2, 3 et 4 représentent quatre coupes sagittales du côté ventral de la région clitellienne, montrant un spermatophore accolé à la lèvre antérieure du pore génital mâle, celui-ci constitué par des cellules glandulaires axiales et des assises tégumentaires épaissies. Dans l'orifice mâle débouchent le canal éjaculateur et la bourse. Un peu plus en arrière, on aperçoit le dernier tour de l'oviducte, qui doit s'ouvrir dans l'orifice femelle.

b, bourse ; *ce*, canal éjaculateur ; *g*, dixième ganglion nerveux ; *gn*, onzième ganglion nerveux ; *gp*, glandes prostatiques ; *od*, oviducte ; *om*, orifice génital mâle ; *ov*, ovaire ; *pf*, pore génital femelle ; *sp*, spermatophore ; *sa*, substance amorphe ; *tg*, tégument épaissi du clitellum ; *tw*, tissu vecteur ; *vd*, vaisseau déférent.

FIG. 1

FIG 2

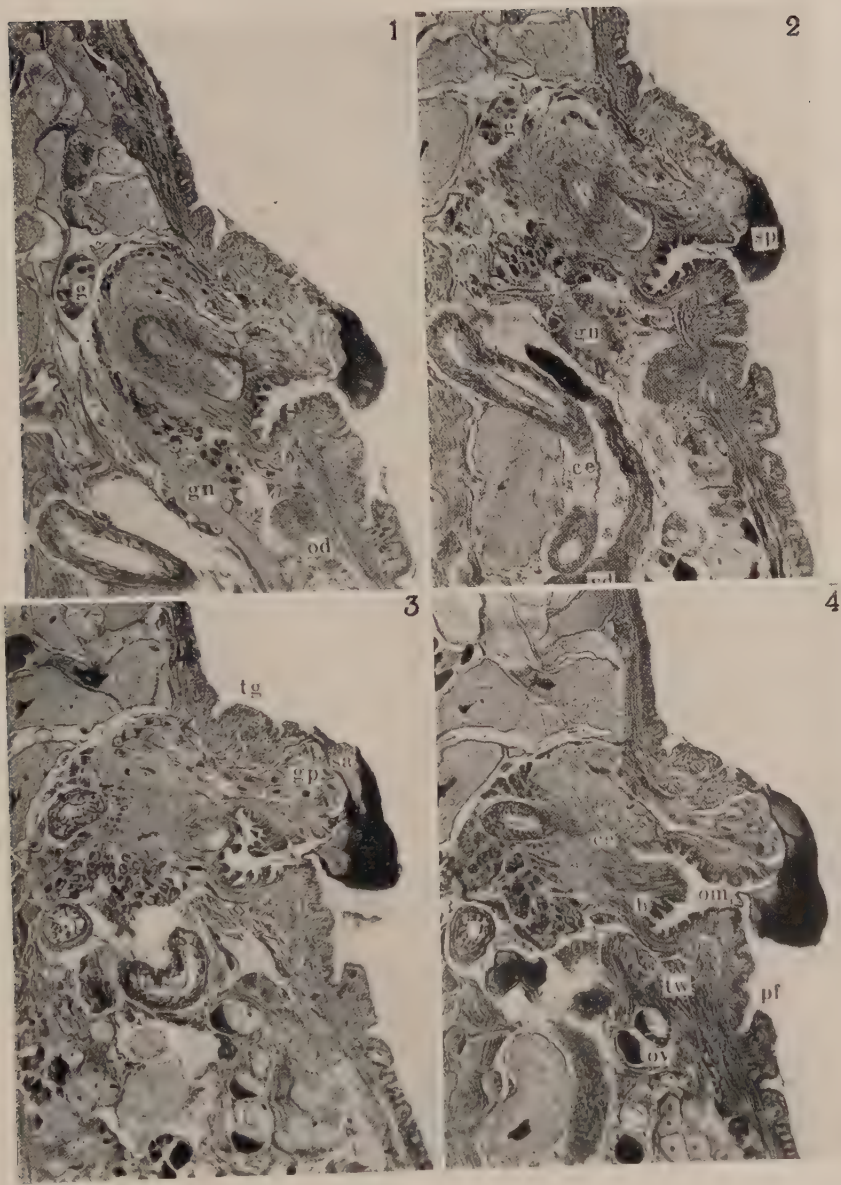


FIG. 3

FIG. 4

TROIS NOUVELLES ESPÈCES DE NÉMATODES DE LA CAVITÉ GÉNÉRALE D'HÉMIPTÈRES AQUATIQUES

Par Raymond POISSON

Au cours d'observations sur les Hémiptères aquatiques, j'ai constaté, à diverses reprises, la présence de Nématodes parasites dans la cavité générale de *Nepa*, *Velia* et *Gerris*.

Chez les Insectes, les principales formes célomiques de Nématodes, en dehors des *Mermis sensu lato*, signalées jusqu'à ce jour, appartiennent, à ma connaissance, aux genres suivants [Leuckart, Moniez, von Linstow (1), zur Strassen (2), Fuchs (3), Cobb (4), Wülker (5), Janicki und Rasin (6), etc.] :

Allantonema [exemple : *A. mirabile* Leuck., parasite d'*Hylobius abietis* L. (Coléopt. Curculionidæ) ; *A. sylvaticum* Linst. de *Geotrupes sylvaticus* Panz (Coléopt. Scarabeidæ)].

Bradynema [exemple : *B. rigidum* Leuck., d'*Aphodius fimetarius* L. (Coléopt. Scarabeidæ) ; *B. strasseni* Wülker de *Spondylis buprestoides* L. (Coléopt. Cerambycidæ)].

Howardula benigna Cobb. (7) parasite chez des *Diabrotica* sp. (Coléopt., Chrysomelidæ de l'Am. du Nord).

Sphæricularia bombi Duf. des Bourdons (Hyménopt.) (surtout *B. lapidarius* L. et *terrester* L. d'Europe et d'Am. du Nord).

Atractonema gibbosum Leuck. des larves de *Cecidomyia pini* Deg. (Dipt. Cecidomyiæ).

Tylenchus (*Parasitylenchus* Mic.) [exemple : *T. hylastis* Wülker (8) d'*Hylastes ater* Payk. (Coléopt. Scolytidæ) ; *T. dispar* Fuchs parasite chez *Ips typographus* L. (Coléopt. Scolytidæ)].

Tetradonema plicans Cobb. de *Sciara coprophila* Lintner (Dipt.) (9).

Tylenchinema oscinellæ Goodey d'*Oscinella frit* L. (Dipt.) (10).

(1) *Ctrbl. f. Bakt. und Paras.*, VIII, 1890 et XIV, 1893.

(2) *Zeit. wiss. Zool.*, LIV, 1892, p. 653.

(3) *Zool. Jahrb. Abt. Syst.*, XXXVIII, 1915, p. 109.

(4) *Sc. (N. S.)*, LIV, n° 1409, 1921, p. 667.

(5) *Erg. Fortschr. der Zool.*, 1923, p. 389.

(6) *Zeitschr. wiss. Zool.*, CXXXVI, 1930, p. 1-37.

(7) Ce genre est très voisin du g. *Bradynema* (cf. Wülker 1923).

(8) Peut être synonyme de *Tylenchus dispar alteri* Fuchs.

(9) *J. parasitology*, 6, 1919, p. 176.

(10) *Phil. Trans. Roy. Soc. B.* 218, 1930, p. 315.

Aproctonema entomophagum Keilin de *Sciara pullula* Winn. (Dipt.) (1).

C'est au genre *Bradynema* que semblent devoir se rapporter les formes observées chez les Hémiptères et ces formes constituent vraisemblablement trois nouvelles espèces : *B. veliæ* n. sp., *B. nepæ* n. sp. *B. gerridis* n. sp. Chez ces trois espèces, la phase parasite paraît surtout avoir lieu vers la fin de l'été.

***Bradynema veliæ* n. sp.** — Les *Velia* parasites (*V. currens* Fabr.) proviennent tous du ravin de Pouade (environs de Banyuls, P.-O.). Chez les *Velia* infectés, la pigmentation des téguments est plus pâle, mais l'insecte demeure tout aussi actif. L'hémocœle est bourré de parasites. Ceux-ci sont de trois types : des femelles vivipares, des larves mâles et des larves femelles. J'ai compté, dans certains cas, jusqu'à 50 femelles adultes dans un même *Velia*. Les femelles adultes mesurent de 15 à 1600 μ de longueur (fig. 1). Leur cuticule est finement striée transversalement. La bouche, non fonctionnelle, est néanmoins entourée des six papilles caractéristiques du groupe. Il n'existe ni stylet perforant, ni pore excréteur, ni anus. L'organisation interne est réduite à l'appareil génital (réceptacle séminal, ovaire, oviducte, utérus). L'orifice vulvaire s'ouvre ventralement un peu avant l'extrémité postérieure (fig. 1, *v*). L'utérus est rempli d'œufs embryonnés et d'embryons, mesurant 30 à 40 μ . Ces embryons gagnent la cavité générale de l'Insecte, où ils poursuivent leur développement. Les larves mâles âgées (fig. 2) se différencient en particulier des larves femelles par la présence de 2 spicules cloacaux grêles (fig. 3) ; elles sont, en outre, un peu plus petites ; la longueur des plus grandes larves oscille entre 450 et 600 μ .

***Bradynema nepæ* n. sp.** — Les Nêpes parasitées ont été également recueillies dans les environs de Banyuls, en septembre. Les individus infectés présentent un abdomen distendu, ce qui donne à l'insecte un aspect allongé : les vers y pullulent. La régression parasitaire des femelles évoluées est poussée plus loin que dans l'espèce précédente. A maturité, l'utérus persiste seul bourré d'œufs (fig. 4). Le Nématode est réduit à un sac allongé mesurant 2 mm. à 2 mm. 6 de longueur. Les œufs, sphériques, à coque non ornée, atteignent 20 à 25 μ de diamètre ; ils éclosent à l'intérieur du ver et donnent naissance à de petits embryons de 45 à 60 μ de longueur. L'orifice vulvaire de la femelle est à peine indiqué et les embryons sont mis en liberté, dans l'hémocœle de la Nêpe, vraisemblablement par éclatement des parois du Nématode. Au cours de la dissection dans l'eau

(1) C.R. Ac. Sc., 165, 1917, p. 399 et *Parasitology*, 25, n° 3, 1933, p. 285.



FIG. — 1. *Bradynema veliæ* n. sp. femelle ; v, vulve $\times 75$. — 2. Larve mâle de de *B. veliæ* $\times 145$. — 3. Extrémité postérieure d'une larve mâle de *B. veliæ* $\times 735$. — 4. *B. nepæ* n. sp. femelle à l'état de « sac à œufs » ; v, vulve rudimentaire $\times 50$. — 5. *B. gerridis* n. sp., femelle ; r, œsophage et bouche rudimentaires ; v, vulve $\times 40$. — 6. Larve mâle de *B. gerridis* ; p, pore excréteur $\times 880$. Duboscq-Brasil-hémalun.

TROIS NOUVELLES ESPÈCES DE NÉMATODES DE LA CAVITÉ GÉNÉRALE D'HÉMIPTÈRES AQUATIQUES

Par **Raymond POISSON**

Au cours d'observations sur les Hémiptères aquatiques, j'ai constaté, à diverses reprises, la présence de Nématodes parasites dans la cavité générale de *Nepa*, *Velia* et *Gerris*.

Chez les Insectes, les principales formes céloniques de Nématodes, en dehors des *Mermis sensu lato*, signalées jusqu'à ce jour, appartiennent, à ma connaissance, aux genres suivants [Leuckart, Moniez, von Linstow (1), zur Strassen (2), Fuchs (3), Cobb (4), Wülker (5), Janicki und Rasin (6), etc.] :

Allantonema [exemple : *A. mirabile* Leuck., parasite d'*Hylobius abietis* L. (Coléopt. Curculionidæ) ; *A. sylvaticum* Linst. de *Geotrupes sylvaticus* Panz (Coléopt. Scarabeidæ)].

Bradynema [exemple : *B. rigidum* Leuck., d'*Aphodius fimetarius* L. (Coléopt. Scarabeidæ) ; *B. strasseni* Wülker de *Spondylis buprestoides* L. (Coléopt. Cerambycidæ)].

Howardula benigna Cobb. (7) parasite chez des *Diabrotica* sp. (Coléopt., Chrysomelidæ de l'Am. du Nord).

Sphæularia bombi Duf. des Bourdons (Hyménopt.) (surtout *B. lapidarius* L. et *terrester* L. d'Europe et d'Am. du Nord).

Atractonema gibbosum Leuck. des larves de *Cecidomyia pini* Deg. (Dipt. Cecidomiinæ).

Tylenchus (*Parasitylenchus* Mic.) [exemple : *T. hylastis* Wülker (8) d'*Hylastes ater* Payk. (Coléopt. Scolytidæ) ; *T. dispar* Fuchs parasite chez *Ips typographus* L. (Coléopt. Scolytidæ)].

Tetradonema plicans Cobb. de *Sciara coprophila* Lintner (Dipt.) (9).

Tylenchinema oscinellæ Goodey d'*Oscinella frit* L. (Dipt.) (10).

(1) *Ctrbl. f. Bakt. und Paras.*, VIII, 1890 et XIV, 1893.

(2) *Zeit. wiss. Zool.*, LIV, 1892, p. 653.

(3) *Zool. Jahrb. Abt. Syst.*, XXXVIII, 1915, p. 109.

(4) *Sc. (N. S.)*, LIV, n° 1409, 1921, p. 667.

(5) *Erg. Fortschr. der Zool.*, 1923, p. 389.

(6) *Zeitschr. wiss. Zool.*, CXXXVI, 1930, p. 1-37.

(7) Ce genre est très voisin du g. *Bradynema* (cf. Wülker 1923).

(8) Peut être synonyme de *Tylenchus dispar aleri* Fuchs.

(9) *J. parasitology*, 6, 1919, p. 176.

(10) *Phil. Trans. Roy. Soc. B.* 218, 1930, p. 315.

physiologique d'une Nèpe infectée on constate, en effet, que les femelles vivipares éclatent au moindre attouchement, en libérant des nuages d'embryons.

***Bradynema gerridis* n. sp.** — Ce Nématode semble moins fréquent que les deux espèces précédentes. Je ne l'ai observé que chez trois *Gerris* (*Hygrotrechus*) *najas* de G. capturés sur la rivière « La Massane » à Sorrède (P.-O.), en septembre. Dans ces trois cas, il n'existait qu'une seule grande femelle vivipare occupant toute la longueur de l'abdomen et atteignant une taille de 6 à 7 mm. sur 0 mm. 5. Ces dimensions, bien supérieures à celles des *B. veliæ* et *nepæ*, résultent peut-être de l'état solitaire du ver ayant à sa disposition une plus grande quantité de substances nutritives. A part ce caractère, la morphologie générale du Nématode est sensiblement la même que celle de *B. veliæ* (fig. 5), c'est dire que la régression parasitaire est moins grande que chez *B. nepæ*. Les embryons occupent la portion postérieure de l'utérus ; ils ont l'aspect de vermicules à extrémités obtuses (fig. 6) ; les plus petits mesurent 35 à 40 μ . Ils sont rejetés dans l'hémocœle du *Gerris* lorsqu'ils atteignent de 45 à 55 μ et y poursuivent leur évolution.

Remarques. — On sait que chez *B. rigidum* Leuck. et *B. strasseni* Wülker, les larves, après un certain temps de vie parasitaire, perforent les parois de l'intestin de l'hôte et sortent par l'anus. Le cycle se poursuit, dès lors, à l'état libre (zur Strassen, Wülker 1923). Il en est certainement de même pour les trois *Bradynema* sommairement décrits dans cette note. J'ai observé, en particulier chez des Nèpes, la présence de larves de *B. nepæ* dans le rectum, prêtes à être expulsées, mais je n'ai pas eu l'occasion jusqu'ici d'étudier la phase libre du cycle.

Chez *B. veliæ*, *gerridis* et surtout *nepæ*, les femelles vivipares parasites sont inertes bien que libres dans la cavité générale de l'hôte ; les embryons, au contraire, sont animés de mouvements, particulièrement vifs, chez *B. veliæ*.

La régression parasitaire, souvent peu accusée chez les Nématodes, atteint son maximum chez les formes parasites extra-intestinales ; parmi les trois espèces que nous venons d'examiner, c'est chez *B. nepæ* que cette régression semble être la plus accentuée.

Laboratoire de Zoologie de la Faculté des Sciences de Rennes.

OSTERTAGIA BÖHMI GEBAUER 1931
ET OSTERTAGIA SPICULOPTERA
GUSCHANSKAJA 1931 SONT-ILS SYNONYMES ? (1)

Par **Otto GEBAUER**

Orloff vient de donner (1933) (2) une subdivision du genre *Ostertagia* Ransom 1907 en plusieurs sous-genres et de placer un certain nombre d'espèces, d'*Ostertagia* dans deux genres nouveaux. Cette nouvelle répartition était très désirable et sa nécessité avait déjà été indiquée en partie, non-seulement par Dikmans, mais encore par d'autres auteurs.

Pourtant, la synonymie établie dans ce travail pour *Ostertagia böhmi* Gebauer 1931 (3) et *Ostertagia spiculoptera* Guschanskaja 1931 se heurte à des difficultés, bien qu'il soit désirable de séparer les bonnes et les mauvaises espèces d'*Ostertagia*.

En effet : 1° malgré une certaine ressemblance, la forme des spicules dans les deux espèces est nettement différente. Il serait trop long de faire ressortir ici ces différences morphologiques, je me contente donc de renvoyer aux figures publiées par Guschanskaja et Gebauer.

2° Gebauer (1931) dit expressément : « les bâtonnets chitineux qui se trouvent chez la plupart des autres *Ostertagia*, en avant de l'ouverture génitale, n'existent pas chez cette espèce. » Au contraire, Guschanskaja représente très bien ces bâtonnets chez son espèce.

3° Gebauer (1931) ne cite pas dans sa diagnose différentielle l'espèce *Ostertagia spiculoptera* Guschanskaja 1931, mais il insiste sur le fait que les côtes de renforcement du lobe accessoire de la bourse copulatrice d'*Ostertagia böhmi* naissent à une distance de 25 μ l'une de l'autre et que, par suite, elles prennent la forme d'un U. Chez *Ostertagia spiculoptera*, ces côtes partent du même point, aussi prennent-elles la forme d'un V.

Je ne pourrai établir la synonymie définitive que lorsque le maté-

(1) Traduit de l'allemand par le Dr Maurice Langeron.

(2) *Ann. de Parasitologie*, XI, 1933, p. 96-114.

(3) Orloff écrit « *bohmei* » et « 1932 », ce qui est inexact.

riel des deux espèces aura été étudié comparativement par une même personne et que l'identité aura été démontrée ou lorsqu'on aura trouvé un passage graduel entre ces deux formes.

Si la synonymie ne doit être établie que par la bibliographie, il serait absolument nécessaire de citer, dans l'index bibliographique, des travaux dans lesquels se trouve la description des espèces critiques. Or Orloff ne cite ni le titre ni l'origine des travaux en question, de sorte qu'il m'est aujourd'hui impossible de trouver la description originale d'*Ostertagia spiculoptera*.

Si les espèces en question devaient, ce qui est peu vraisemblable pour les raisons que nous avons indiquées, être considérées comme synonymes, il faudrait, pour établir le droit de priorité, définir d'abord nettement quelle est celle des deux descriptions, de Guschanskaja ou de Gebauer, qui a été publiée la première et conformément aux lois de la nomenclature.

BIBLIOGRAPHIE

- DIKMANS (G.). — Two new species of Nematode worms of the Genus *Ostertagia* from the Virginia Deer with a Note on *Ostertagia lyrata*. *Proc. U.S. national Mus.*, LXXIX, 1931, n° 1.
- GEBAUER (O.). — *Zur Kenntnis der Parasitenfauna der Gemse (Rupicapra rupicapra (L.))*. Dissertation, Tierärztl. Hochschule Wien, 6 juin 1931 (1).
- *Zur Kenntnis der Parasitenfauna der Gemse. Zeitschr. für Parasitenkunde*, IV, p. 147, paru le 11 mai 1931.
- ORLOFF (I. W.). — Sur la reconstruction de la systématique du genre *Ostertagia* Ransom 1907. *Ann. de Parasitol.*, XI, 1933, p. 96-114.
- ORLOFF (I. W.), BELOWA et GNEDINA (M. P.). — Ein neuer Nematode, *Ostertagia dahurica* n. sp. aus dem Labmagen des Schafes. *Tierärztl. Rundschau*, XXXVII, n° 41, 1931.

(1) Cette thèse (qu'on peut se procurer partout), est déjà mentionnée dans : *Wiener Tierärztliche Monatsschrift*, XVIII, 15 juin 1931, p. 377.

Dans le même périodique se trouve une analyse complète (*Ibidem*, XVIII, 15 octobre 1931, p. 630).

Ecole Supérieure de Médecine vétérinaire de Vienne (Autriche)
Laboratoire de Zoologie générale et Parasitologie.

SUR DEUX NOUVELLES *EIMERIA* RENCONTRÉES DANS L'INTESTIN D'UN JEUNE TATOU

Par A. CARINI

En novembre de l'année dernière, on nous apporta au laboratoire un jeune tatou du genre *Cabassus* sp., provenant des environs de la ville de São Paulo. L'animal, âgé peut-être de quelques mois, était très malade, refusait toute nourriture et mourut deux jours après son arrivée au laboratoire.

En examinant les matières fécales, nous y avons rencontré un nombre assez considérable d'oocystes qui semblent appartenir à deux espèces d'*Eimeria* non encore décrites.

Les oocystes rencontrés sont de deux types différents : les uns grands et jaunes ; les autres notablement plus petits et presque incolores.

Les plus grands oocystes sont arrondis, d'une teinte jaune foncé et mesurent de 30 à 33 μ de diamètre. La capsule a une épaisseur de 3 μ avec de nombreuses et fines rayures. La surface de la capsule est un peu rugueuse et présente de petites aspérités. Les bords ne sont pas nets et tout autour y adhèrent des particules, qui semblent accolées par une matière gluante (fig. 1).

Le protoplasme est formé de grosses granulations qui remplissent presque tout l'oocyste.

Les oocystes qu'on rencontre dans les matières fécales sont immatures et ne présentent pas de signes de division ; mais en conservant les matières dans une solution d'acide chromique à 1 p. 100, on obtient, en un mois environ, la maturation des oocystes, avec formation de 4 spores, sans reliquat.

Les spores, ovales, mesurent de 15 à 17 μ de longueur sur 10 à 11 μ de largeur et présentent à l'un des pôles un micropyle.

Dans chaque spore se forment deux sporozoïtes et un reliquat sporale constitué par quelques granulations réfringentes, irrégulièrement distribuées.

Nous proposons pour cette *Eimeria* le nom d'*Eimeria tatusi* n. sp.

A côté des oocystes que nous venons de décrire, il y en avait d'autres de dimensions un peu moindres, ne mesurant que 21-23 μ de diamètre. La capsule est plus lisse et moins épaisse (épaisseur de

1 μ , 5). Ces oocystes ne sont pas colorés en jaune comme les autres mais sont incolores.

La maturation se fait moins lentement et, au bout de 18 jours, nous avons constaté la division complète du protoplasme et la formation de 4 spores. Ces spores, ovales, mesurent 11 μ de longueur sur 7 μ , 5 de largeur et présentent aussi à une extrémité un micropyle.

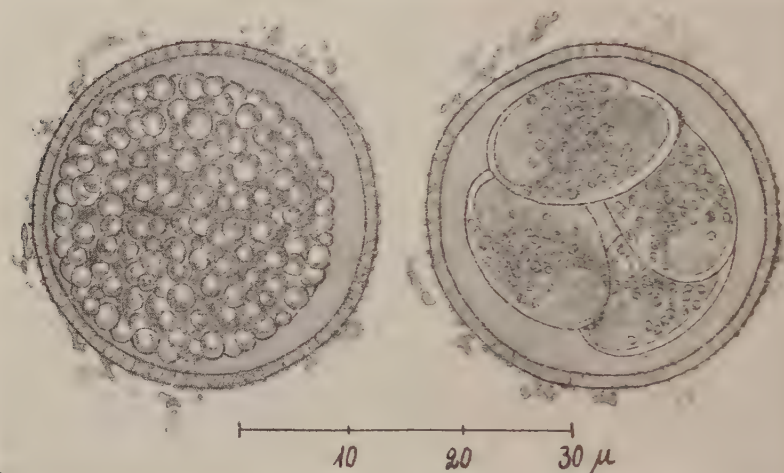


FIG. 1. — Oocystes d'*Eimeria tatusi* n. sp.

Chaque spore contient deux sporozoïtes et un reliquat sous la forme de quelques granulations (fig. 2).

Nous proposons pour cette seconde espèce le nom d'*Eimeria cabassusi* n. sp.

Le tableau ci-joint résume les différences entre les oocystes des deux *Eimeria* :

ESPÈCES	COLORATION	DIAMÈTRE	DIMENSIONS DES SPORES	ÉPAISSEUR DE LA CAPSULE	MATURATION
<i>E. tatusi</i>	jaune	30-33 μ	15 $\times$ 10 μ	3 μ	30 jours
<i>E. cabassusi</i> ..	incolore	21-23 μ	11 $\times$ 7,5 μ	1,5 μ	18 jours

Malgré un examen attentif de préparations de raclage de la mu-

queuse de différentes portions de l'intestin ainsi que de coupes de nombreux fragments de l'intestin, nous n'avons pas réussi à trouver des formes de multiplication de nos *Eimeria*.

Les recherches ont aussi été négatives dans le foie et dans la bile.

Nous rappelons que Da Cunha et Muniz (1) ont rencontré dans les coupes de l'intestin d'un tatou brésilien, *Dasypus sexcinctus*, des

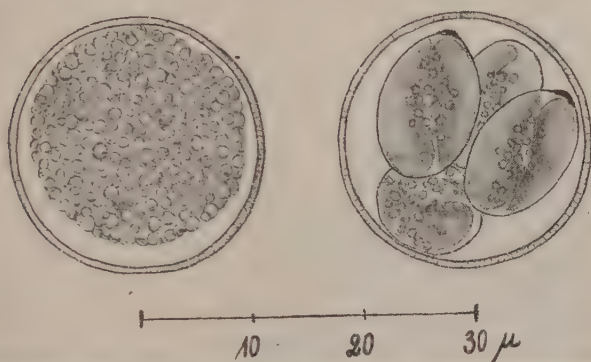


FIG. 2. — Oocystes d'*Eimeria cabassusi* n. sp.

formes de multiplication d'une *Eimeria*, mais ils n'ont pas réussi à retrouver les oocystes. Il est donc possible que les formes vues par ces auteurs brésiliens appartiennent au cycle évolutif d'une des *Eimeria* que nous venons de décrire.

(1) DA CUNHA (A. M.) et MUNIZ (J.). — Sur un nouveau sporozoaire, parasite du tatou. *C. R. Soc. de Biol.*, XCVIII, 1927, p. 624.

Laboratorio paulista de Biologia, São Paulo (Brésil).

SUR QUELQUES *EIMERIA* RENCONTRÉES DANS L'INTESTIN DE SERPENTS NON VENIMEUX DU BRÉSIL

Par A. CARINI

Nous avons examiné le contenu intestinal d'un assez grand nombre de serpents brésiliens et nous y avons très souvent noté la présence d'ocystes de coccidies.

Mais en quelques cas seulement nous avons eu l'occasion de suivre la maturation des ocystes et de connaître en même temps la détermination exacte du serpent qui les hébergeait (1). Malgré les

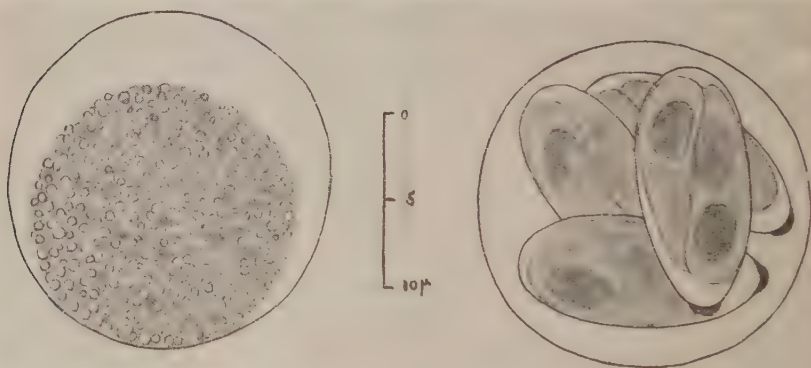


FIG. 1. — Ocystes d'*Eimeria jaegeri* n. sp., de *Liophis jaegeri*.

difficultés qu'on éprouve pour la détermination de ces coccidies, souvent très semblables les unes aux autres, nous croyons que les quelques espèces que nous décrivons ici présentent des caractères suffisants pour les individualiser.

(1) Nous profitons volontiers de l'occasion pour remercier le Dr Afranio do Amaral, le très distingué directeur de l'Institut de Butantan, pour la détermination des serpents que nous lui avons envoyés, ainsi que pour les serpents qu'il a bien voulu mettre à notre disposition.

Eimeria jaegeri n. sp.

HÔTE. — *Liorphis jaegeri*, provenant d'Osasco, près de la ville de São Paulo.

DESCRIPTION. — Les oocystes immatures sont subsphériques et présentent un diamètre de 16 à 18 μ . La capsule est très mince ; le

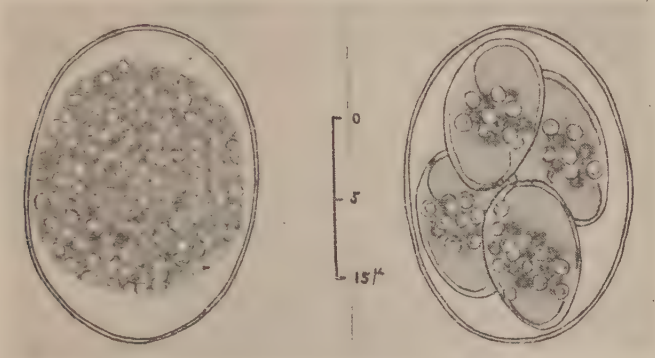


FIG. 2. — Oocystes d'*Eimeria mikanii* n. sp., de *Sybinomorphus mikanii*.

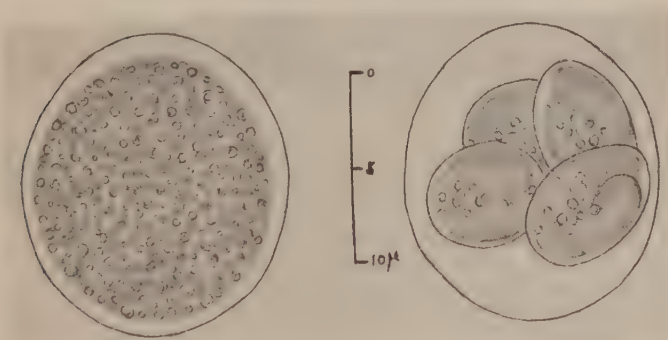


FIG. 3. — Oocystes d'*Eimeria æsculapi* n. sp., d'*Erythrolamprus æsculapi*.

protoplasme est représenté par une sphère de 10 μ de diamètre, formée de granulations assez fines et située excentriquement.

Au bout d'une semaine à peu près, le protoplasme se divise avec formation de 4 spores sans reliquat. Les spores sont ellipsoïdes, de $12 \times 4-5$ μ , avec une extrémité plus arrondie que l'autre. A l'extrémité la moins arrondie, se trouve un micropyle très évident. Chaque

spore contient deux sporozoïtes naviculaires, l'un collé à l'autre. Nous n'avons pas observé de reliquat sporal (fig. 1).

***Eimeria mikanii* n. sp.**

HÔTE. — *Sybinomorphus mikanii* provenant de l'Etat de São Paulo (Brésil).

DESCRIPTION. — Les oocystes étaient très rares et quelques-uns présentaient un commencement de division. Le protoplasme est formé par une sphère centrale de granulations assez grossières.



FIG. 4. — Oocystes d'*Eimeria poecilogyri* n. sp., de *Leimadophis poecilogyrus*.

La maturation se complète en peu de jours. Les oocystes sont ovales et mesurent de 26 à 29 μ de longueur sur 18 à 20 de largeur.

La paroi de la capsule paraît formée de deux membranes concentriques assez fines. Les spores, ovales, de 11 $\times$ 6 μ , contiennent deux sporozoïtes et un reliquat formé par un groupe de grosses granulations réfringentes (fig. 2).

***Eimeria aesculapi* n. sp.**

HÔTE. — *Erythrolamprus aesculapi*, provenant de l'Etat de São Paulo (Brésil).

DESCRIPTION. — Les oocystes sont légèrement ovales et mesurent 15 $\times$ 13 μ . La capsule est très mince ; le protoplasme, formé de gra-

nulations moyennes, est situé au centre, mais ne remplit pas entièrement l'oocyste, laissant vide un espace circulaire.

Les spores sont ovales et mesurent $6 \times 4 \mu$. Dans chaque spore il y a deux sporozoïtes et un reliquat formé de rares granulations éparpillées (fig. 3).

Eimeria poecilogyri n. sp.

HÔTE. — *Heimadophis poecilogyrus*, provenant de l'Etat de São Paulo (Brésil).

DESCRIPTION. — Les oocystes étaient rares et, pour la plupart, immatures. La maturation a été observée en quelques jours.

Les oocystes presque sphériques mesurent de 15 à 16 μ de diamètre. La capsule est très mince. Les spores sont ellipsoïdes, de $10 \times 4 \mu$, avec une extrémité un peu moins arrondie que l'autre. A l'extrémité la plus étroite se trouve un micropyle.

Dans chaque spore on note deux sporozoïtes de forme naviculaire allongée et un reliquat formé de fines granulations situées dans la partie centrale de la spore (fig. 4).

Laboratorio paulista de Biologia, São Paulo (Brésil).

REVUE CRITIQUE

SUR LE *SABOURAUDITES RUBER* ET SES VARIÉTÉS

Par Masao OTA et Shuji KAWATSURÉ

I. INTRODUCTION

Depuis quelques années, de nombreuses espèces nouvelles de champignons parasites des teignes ont été étudiées par divers auteurs. Comme nous l'avons déjà remarqué, on se trouve à présent dans la nécessité de les classer définitivement suivant les différences et les analogies qui existent entre elles. C'est surtout dans le groupe du *Sabouraudites ruber* qu'on trouve un grand nombre de variétés dont la distinction est souvent très difficile. De plus, une même variété de ce groupe présente parfois des aspects culturels assez différents et, par conséquent, a été désignée sous plusieurs noms. Quant à l'historique de cette espèce, c'est H. Bang (1910), du laboratoire du Dr Sabouraud, qui a attiré l'attention des spécialistes de l'Europe par la description précise qu'il en a faite. Le nom de *Trichophyton purpureum* (1) vient de lui. Cette espèce semble très rare en Europe et il paraît que les auteurs postérieurs à Bang se sont trompés souvent sur elle. Elle est cependant, en Orient, une des espèces les plus communes. A. Castellani a cultivé cette espèce pour la première fois en 1909 à Colombo et l'a mentionnée sous le nom d'*Epidermophyton rubrum*.

Au Japon, comme Ota et Kambayashi l'ont déjà indiqué en 1922, la plupart des champignons causant l'épidermophytie appartiennent à cette espèce dont les variétés ont fait l'objet de nombreuses recherches. Il paraît que les dermatoses causées par ce champignon sont fréquentes aussi en Amérique du Nord, et c'est ce *Sabouraudites ruber* ou une de ses variétés que R. S. Hodges a provisoirement

(1) Dans une réunion spéciale de la Section dermatologique de la « Royal Society of Medicine », tenue le 16 novembre 1911 à Londres, Sabouraud a prononcé un discours sur « les Teignes eczématoïdes des extrémités et des plis inguinaux » et a confirmé l'analogie entre le champignon de Bang et celui de Castellani. Il a eu tort de désigner le premier sous le nom d'*Epidermophyton purpureum* de Bang et le second sous le nom de *Trichophyton rubrum* de Castellani.

appelé « *Trichophyton A* » ou « *Trichophyton B* » après l'avoir obtenu d'une onychomycose. Le malade chez qui H. Bang a obtenu cette espèce dans le laboratoire de Sabouraud a été considéré comme infecté en Amérique.

En cherchant dans la bibliographie, nous trouvons beaucoup de noms pour désigner les agents causaux de l'épidermophytie et, après un examen comparatif minutieux, nous sommes obligés de conclure que beaucoup d'eux ne sont que les synonymes de cette espèce ou de ses variétés. Ce sont : *Trichophyton rubidum* Priestley 1917, *T. multicolor* de Magalhães et Neves 1923, *Epidermophyton plurizoniforme* Mac Carthy 1925, *E. lanoroseum* Mac Carthy 1925, etc. D'autre part, les espèces telles que *Trichophyton coccineum* Y. Kato 1926, *T. lilaceum* Kawasaki 1923, etc., sont supposées les variétés les plus proches de cette espèce (elles sont toutefois dépourvues de fuseaux).

Classification a priori des *Trichophyton*. — La classification de Sabouraud est établie sur les caractères mycologiques des *Trichophyton* et leur parasitisme habituel sur le poil ou l'épiderme de l'homme ou des animaux. Une nouvelle classification, qu'un de nous a établie en 1923, avec la collaboration de Langeron, se basait uniquement sur les premiers sans tenir compte du second ; on pourrait la nommer classification naturelle et morphologique. Par conséquent, d'après cette classification, le groupe des *Trichophyton ectothrix* microïdes de Sabouraud, par exemple, devrait être placé soit dans le genre *Sabouraudites*, soit dans le genre *Trichophyton*, suivant la production ou la non production des fuseaux. En fait, recueillir trop de facteurs à la base du classement rendrait ce classement plus complexe et plus obscur ; c'est pourquoi nous voulons toujours nous appuyer sur la morphologie microscopique. Naturellement, il n'est pas juste de recourir à un organe nodulaire ou spiralé pour distinguer les genres ou les espèces. Nous supprimons donc, d'accord avec Langeron et Milochevitch, trois sous-genres : *Aleurocloster*, *Closteramma* et *Aleuramma* que nous avions établis. D'un autre côté, nous ne pouvons accepter les genres *Spiralia*, *Chlamydoaleurosporia*, etc., établis par Grigoraki. C'est-à-dire que nous ne voulons admettre que l'aleurie et le fuseau comme base de classification, à moins que des ascospores ne soient constatées. Récemment, Langeron et Milochevitch ont essayé d'établir, pour le groupe des *Trichophyton*, une classification plus naturelle que notre précédente classification. La leur s'est plutôt rapprochée de la classification de Sabouraud : parmi les *Trichophyton*, le groupe

des *Trichophyton ectothrix* microïdes de Sabouraud a obtenu une place particulière et quelques types de ce groupe ont été identifiés avec les *Ctenomyces*. Si l'on appelle une telle classification une classification *a priori*, elle sera aussi appliquée à d'autres espèces de champignons parasites des teignes.

Le groupe du *Sabouraudites ruber* en est un bon exemple ; ses variétés, pourvues ou dépourvues de fuseaux, constituent non seulement des phases de transition importantes, mais encore il semble qu'elles soient en rapport étroit avec quelques groupes *endothrix* purs et *neo-endothrix* de Sabouraud, soit dans leur forme de culture, soit dans le résultat de leur inoculation à l'animal. Une souche typique de *Sabouraudites ruber*, donnant une coloration pourpre, ressemble beaucoup à une souche vivace du *T. violaceum*. En outre, on a récemment constaté que la première est *endothrix* pur chez l'homme et l'analogie de ces deux groupes est de plus en plus rapprochée ; il existe entre eux quelques types intermédiaires, tels que le *T. coccineum* Kato 1925, le *Bodinia spadix* Kato 1925, etc. D'autre part, il est parfois difficile de distinguer les variétés de *Sabouraudites ruber*, complètement ou presque complètement dépourvues de pigment, des *T. acuminatum* Sabouraud, *T. pilosum* Sabouraud, *T. fumatum* Sabouraud ou *T. plicatile* Sabouraud. C'est pour cela que les premiers chercheurs japonais qui se sont occupés des teignes ont souvent mentionné le *Sabouraudites ruber* comme *Trichophyton acuminatum*.

On ne peut pas dire, il est vrai, que les relations entre le *Sabouraudites ruber* et le *Trichophyton violaceum*, etc., soient aussi étroites que celles qui existent entre le *Sabouraudites mentagrophytes* et le *Trichophyton niveum*. Seulement, comme les espèces et les variétés du groupe *Sabouraudites ruber* sont très difficiles à distinguer les unes des autres par suite de leurs aspects cultureux si polymorphes et comme nous sommes dans un pays où la propagation de ce groupe est particulièrement dense, il nous est utile, pour contribuer à l'étude des teignes, d'établir une règle générale concernant le groupe en question. C'est là l'objet de ce mémoire.

Nous ne disposons pas d'un assez grand nombre d'arguments pour critiquer la nouvelle classification établie par MM. Langeron et Milochevitch. Cependant, comme nous l'avons mentionné dans un autre mémoire, nous sommes prêts à la suppression des trois sous-genres *Aleurocloster*, *Closteramma* et *Aleuramma*. D'autre part, nous avons appliqué à d'autres espèces le nom de *Sabouraudites mentagrophytes* au lieu du nom de *Ctenomyces mentagrophytes* donné par Langeron et Milochevitch. Comme ils ont constaté

l'aleurie dans l'*Endodermophyton concentricum*, nous remplaçons ce nom par celui de *Trichophyton concentricum* et nous supprimons le nom générique d'*Endodermophyton* suivant leur opinion. Nous consentons aussi à supprimer le genre *Grubyella* établi par Ota et Langeron. Des auteurs ayant constaté la formation d'aleuries, quoique imparfaites, dans le *T. violaceum* et le *T. glabrum*, le genre *Bodinia* subit le même sort, suivant l'exemple de Langeron et Miloshevitch.

II. SABOURAUDITES RUBER OTA ET LANGERON 1923

SYNONYMES : *Epidermophyton rubrum* Castellani 1909, *Trichophyton purpureum* Bang 1910, *Trichophyton rubidum* Priestley 1917, « *Trichophyton A* » Hodges 1921, *Epidermophyton salmonum* de Mello 1921, *Trichophyton multicolor* de Malgalhães et Neves 1923, *Epidermophyton plurizoniforme* L. Mac Carthy 1925, *Epidermophyton lanoroseum* L. Mac Carthy 1925, *Sabouraudites ruber* var. III Fujii 1932.

Caractères cliniques. — On croyait que cette espèce attaquait uniquement la peau glabre, c'est pourquoi Castellani et L. Mac Carthy l'avaient désignée sous le nom d'*Epidermophyton*. Au Japon, c'est un champignon important, causant l'eczéma marginé de Hebra; en outre il est souvent cultivé en partant d'une dyshydrose parasitaire. Dès que Y. Kato eut observé pour la première fois, en 1925, la teigne tondante produite par cette espèce, la position de celle-ci fut déterminée dans la classification d'après Sabouraud : c'est l'endothrix mégaspore chez l'homme (les spores dans le cheveu ayant 4 à 5 μ de diamètre environ). Son inoculation à l'animal est difficile; d'après les résultats obtenus par quelques auteurs, elle est souvent endothrix, parfois endo-ectothrix.

Types cultureux. — Cette espèce est parfois difficile à identifier, car elle produit des cultures différentes sur les milieux d'épreuve de Sabouraud. Le fait le plus important pour sa distinction repose sur la production d'un pigment pourpre, rose, lilas ou jaune soufre. Cependant, on ne doit pas se contenter de cette seule production de pigment, parce que, comme nous allons le voir plus loin, il existe quelquefois des variétés blanches presque privées de pigment. Il y a cependant des points communs à toutes les variétés : la croissance est vivace, par exemple, la culture géante atteint

parfois 7 à 8 cm. de diamètre ; la surface est duveteuse (comme un velours) et non poudreuse ; la culture assez âgée produit presque toujours des cannelures radiées (quelquefois assez denses et régulières) ; enfin, sur les milieux de conservation de Sabouraud, la culture ne forme jamais de pigment pourpre, elle a un petit diamètre et produit, çà et là, des taches de longs duvets pléomorphiques blancs sur sa surface duveteuse d'un jaune crème.

On peut distinguer, dans cette espèce, plusieurs types parmi les formes culturelles se présentant sur le milieu d'épreuve de Sabouraud.

Type I : Cultures généralement rouges ou pourprées de Castellani et de Bang (Type pourpré). — C'est le même type que celui décrit par Castellani et Bang. Sur les milieux d'épreuve de Sabouraud, un nodule blanc se forme d'abord, puis sa coloration passe peu à peu au rouge ; trois ou quatre semaines après, la culture atteint son développement extrême et elle devient rouge foncé ou pourpre (pl. XIII, fig. 1). Cependant, dans la partie centrale de la culture, il se produit souvent un nodule saillant ou quelquefois un creux cratériforme, couvert de duvets blancs ; à sa périphérie, il se forme un cercle fin d'une coloration jaune ou verte, parfois frangé d'une zone blanche. A cette époque, il se produit souvent une dizaine de sillons radiés allant du centre à la périphérie. Le revers de la culture présente un rouge sombre. Lorsque la culture vieillit davantage, la région des duvets blancs s'étend peu à peu et finit parfois par couvrir cette coloration rouge. La substance du milieu elle-même se colore souvent en pourpre vineux. Comme nous l'avons déjà indiqué, la culture ne produit jamais de pigment rouge sur le milieu de conservation et son diamètre reste toujours de 4 cm. ou 5 cm. au maximum.

Nous avons une fois remarqué une culture atypique sur le milieu de conservation. Il s'agissait d'une souche que le Dr Reiss a obtenue à Shanghai et elle présentait un beau rouge sur la gélose glycosée. Quand elle a été transportée sur le milieu de conservation, préparé en recourant à la peptone granulée de Chassaing, une faible culture d'un brun noirâtre s'y est formée, comme le montre la figure 2 de la planche XIII. A partir de la deuxième génération, la culture sur le milieu sucré présente une forme presque analogue à la précédente, mais la production du pigment rouge s'affaiblit successivement au fur et à mesure des repiquages et enfin il se forme une culture à peine rosâtre, type *lanoroseum* ou type *liaceum* ou une culture toute blanche (type blanc). Cependant, au

cours des repiquages postérieurs, il se produit parfois un nouveau pigment. Une espèce, décrite en 1921 par F. de Mello sous le nom d'*Epidermophyton salmoneum*, a donné naissance à des fuseaux abondants, mais elle n'a produit ni aleuries, ni vrilles, ni organes pectinés. Elle aussi appartiendrait au type en question. Par contre, une autre espèce, décrite en 1917 par le même auteur sous le nom de *Trichophyton viannai* (1915), a présenté une coloration rose et a ressemblé beaucoup au *S. ruber*. Cependant, du fait que la colonie ne dépasse pas 0 cm., 5 et que ses caractères microscopiques sont bien différents de ceux des agents causaux des teignes que nous connaissons, nous en déduisons qu'elle n'est pas le *S. ruber*, mais plutôt un saprophyte n'appartenant pas au groupe des *Trichophyton*. D'autre part, chez une nouvelle variété, que Fujii a récemment décrite sous le nom de *S. ruber* var. *III*, la culture n'a pas formé une plaque plate sur la gélose glycosée, mais elle a constitué des plis irréguliers, cérébriformes et présenté une forme qui ressemble à celle de la culture vivace du *T. violaceum*. Cependant, nous croyons qu'elle n'est autre que ce type du *S. ruber*. Sa souche a produit des fuseaux et elle a donné, dans le poil du cobaye, une lésion *endothrix* mégasporée.

Type II : Cultures à zones multiples concentriques (Type plurizoniforme). — Ce type correspond à celui que L. Mac Carthy a nommé *Epidermophyton plurizoniforme* ; la plupart des cultures au Japon prennent cette forme. Il est hors de doute qu'il appartient à la même espèce que le précédent. On peut parfois l'obtenir en cultivant ce dernier. Sur les milieux d'épreuve, la culture extrêmement développée a 5 à 7 cm. de diamètre, elle forme au centre un nœud saillant ou un creux cratériforme, d'où sortent une dizaine de cannelures radiées. La surface de la culture présente des zones concentriques colorées, et, dans la plupart des cas, il apparaît un ou plusieurs anneaux fins pourpres, entre des zones larges colorées en lilas ; la périphérie forme souvent une zone pourpre assez large (0,5 à 1 cm.) qui est aussi frangée d'une autre zone fine de couleur jaune crème ou blanche (pl. XIII, fig. 3). Le *Trichophyton multicolor* O. de Malgalhães et A. Neves 1923 est aussi, d'après sa description, identique à ce type. Il y a lieu de le croire surtout en se basant sur ce que la production du pigment est plus intense sur milieux contenant du moût de bière que sur milieux contenant du glycose ou du saccharose, et que ce type ne forme pas de pigment et se développe mal sur milieux privés de sucre. Pour cette raison, il n'est pas juste de le considérer comme un nouveau type ; en effet, il n'est pas autre chose que le *S. ruber*.

Type III : Cultures rosâtres (Type lanoroseum). — Chez ce type, le pigment rose pâle apparaît sous la forme d'anneaux concentriques : ces derniers se présentent sur un disque blanc ou jaune soufre finement duveteux (pl. XIV, fig. 1). L. Mac Carthy a désigné ce type sous le nom d'*Epidermophyton lanoroseum*, en le considérant comme une espèce nouvelle, mais c'est, en somme, une forme de culture du *Sabouraudites ruber*. L'*Epidermophyton perneti* Castellani 1907 serait aussi du même type.

Type IV : Cultures blanches entourées d'une frange pourprée ou rouge. — La culture forme un disque d'un blanc de chaux sur les milieux d'épreuve de Sabouraud et il se forme au centre un nodule comme un nombril, d'où partent parfois des sillons radiés ; une zone finement pourprée ne se manifeste qu'au bord du disque (pl. XIII, fig. 4).

Il semble que le *Trichophyton rubidum* Priestley 1917 appartienne également à ce type. D'après cet auteur, la culture elle-même est d'un blanc crème sur le milieu glycosé, mais sa périphérie et son revers présentent un rouge vineux ; sur le milieu maltosé de Sabouraud, elle a la même forme, mais ne se colore jamais.

Type V : Cultures entièrement blanches (variété blanche du *S. ruber*). — Nous allons parler de ce type plus loin (p. 484).

Chacun des types précités a été choisi parmi les cultures de première génération préparées sur les milieux d'épreuve, mais il existe naturellement entre eux plusieurs formes de transition. En outre, quand les repiquages sont répétés, la production de leur pigment s'affaiblit généralement peu à peu. Par exemple, les types I et II se transforment en types III, IV ou V. Cependant, ce simple phénomène ne nous permet pas de les considérer comme pléomorphiques, car, même ceux qui ont perdu la faculté de produire du pigment, la retrouvent parfois brusquement. En somme, la production du pigment serait en relations étroites avec la nature du milieu ainsi qu'avec son pH, mais nous n'avons pas fait, jusqu'à présent, d'études détaillées sur ce sujet.

Caractères microscopiques. — On constate la formation des fuseaux en plus des hyphes sporifères simples et ramifiées, mais ces fuseaux ne sont pas aussi typiques chez cette espèce que chez les *Sabouraudites* d'origine animale ou chez le *S. mentagrophytes* et ils sont parfois considérés simplement comme une massue terminale multiloculaire. D'autre part, les spores mycéliennes, appe-

lées « gemmes ». dans la mycologie allemande, sont nettement visibles chez cette espèce ; la spirale n'a été observée qu'une seule fois par Fujii ; l'aleurie est piriforme et elle mesure environ $2\ \mu$, 5 de large sur $5\ \mu$ de long.

Inoculations. — L'inoculation de cette espèce à l'animal est possible, quoi qu'elle ne soit pas facile. D'après les résultats obtenus par de nombreux auteurs japonais, le parasitisme de cette espèce sur le poil est *endothrix* chez l'homme, et *endo-ectothrix* ou rarement *endothrix* pur chez les animaux. Lorsqu'on inocule ce champignon à un cobaye, il n'est pas rare qu'on constate son accroissement sur l'épiderme de l'animal ; en outre, la racine du poil est parfois entourée de filaments, mais le parasitisme sur le poil est rarement constaté.

En 1921, Ota a observé l'image d'un mégaspore *endothrix* sur le poil d'un cobaye inoculé avec une souche de ce champignon qu'il considérait alors par erreur comme un *T. acuminatum*.

En 1925, Kato a examiné un homme de 80 ans et un enfant de 13 ans, atteints d'une trichophytie de la région occipitale et a trouvé des cheveux infectés au niveau de la lésion, s'étendant de la partie glabre à la partie chevelue ; il a ainsi constaté chez l'homme la nature *endothrix* de ce parasite. De plus, en frictionnant la tête d'un garçon de 12 ans avec la culture de ce champignon, obtenue dans un cas d'eczéma marginé, il a réussi à le faire développer sur les cheveux, et alors, son parasitisme était également *endothrix*.

En 1926, Takénouchi a fait des inoculations sur le poil du cobaye. Sur 10 souches inoculées aux cobayes, 6 se sont développées sur le poil ; les spores ayant 2 , 3 ou $5\ \mu$ de diamètre et les filaments ayant 2 à $3\ \mu$ de large ont solidement enchevêtré les poils, mais ils n'ont pas pénétré jusqu'à leur intérieur. Pour cette raison, Takénouchi a considéré cette espèce comme *ectothrix* mégaspore. Or, Fujii a constaté, chez l'homme et le cobaye, des poils parasités suivant le mode *endothrix* mégaspore, en leur inoculant une souche de *S. ruber* privé de fuseaux qu'il a nommé *Trichophyton kagawaense*.

Nous avons inoculé à deux reprises à trois cobayes une souche de couleur rouge vif cultivée à Calcutta par le Lt-Colonel H.-W. Acton, ainsi que trois autres récemment obtenues par nous-mêmes dans notre clinique, mais, cette fois, nous n'avons constaté que des desquamations et des érythèmes passagers et nous n'avons observé ni infection du poil, ni formation de vésicules.

III. — VARIÉTÉ BLANCHE DU SABOURAUDITES RUBER

Cette variété a été déjà décrite, en 1930, par Hashimoto, Irisawa et Ota, et elle n'est pas rare au Japon. Le cas observé par ces trois auteurs était une trichophytie apparue à la fois aux ongles et à la face dorsale des mains. Le parasite qu'ils ont obtenu a formé, sur le milieu d'épreuve de Sabouraud, une culture vivace, atteignant 8 cm. de diamètre au bout de trois semaines. Cette culture était un disque d'un blanc de chaux, couvert de duvets blancs et courts (pl. XIV, fig. 6). Elle formait au centre une dépression d'où rayonnaient une dizaine de sillons qui divisaient la surface du disque en autant de secteurs, chaque secteur étant à son tour subdivisé en plusieurs autres par des sillons plus courts. Au bout d'un mois, cette culture a présenté un ou deux anneaux concentriques fins, colorés en rose pâle. Par conséquent, il nous est permis de supposer ses relations avec le *S. ruber*; sauf la caractéristique précitée, nous n'avons pu distinguer cette culture sur le milieu d'épreuve d'avec la subculture du *S. ruber* dépourvu de pouvoir producteur du pigment, et, d'autre part, elle présentait le même aspect que le *T. plicatile*; la forme culturale de cette variété sur le milieu de conservation n'a pu se distinguer de celle du *S. ruber* sur le même milieu.

Il existe une variété blanche ayant un aspect cultural un peu différent : sa culture présente également un disque blanc comme neige, sans formation de plis radiés, et elle est couverte de duvets très fins rappelant le *Microsporum umbonatum* Sabouraud. Cependant, il arrive que ces cultures blanches forment un pigment rose ou pourpre au cours de plusieurs générations de repiquages : on peut donc facilement distinguer cette variété blanche du *T. plicatile* ou du *S. mentagrophytes*, etc. La gélose au « kôji » (1) est le milieu le plus favorable pour la production du pigment. Le *S. ruber* présente la meilleure coloration sur ce milieu, et les espèces qui

(1) Le *kôji* est une matière première dont on se sert dans la fabrication du *saké* japonais. On passe à la vapeur du riz avec de l'eau ; ce riz, une fois cuit, est étendu sur une natte et refroidi à une température de 33° à 35°. Alors on y dissémine de la semence de *kôji*, contenant l'*Aspergillus oryzae*, et on laisse le tout quelque temps à une température de 30° à 32° ; on attend l'accroissement suffisant de cet *Aspergillus*, puis on dessèche à froid. On obtient ainsi le *kôji*. Ce produit contient 16 à 19 p. 100 de sucre et une grande quantité de diastase. Pour la fabrication de la gélose au *kôji*, on ajoute 1.000 cm³ d'eau à 350 gr. de *kôji*, mis à l'étuve à 37° pendant 6 heures, et on fait passer à travers un filtre en papier ; le liquide filtré est dilué d'eau de façon à ce que le maltose y atteigne 3 p. 100 de la quantité totale ; on ajoute à cette dilution une quantité convenable de gélose et on répartit ce mélange dans des tubes ou des matras.

ont une production de pigment très faible ou qui en sont privées sur d'autres milieux, surtout sur la gélose glycosée, peuvent aussi former une coloration beaucoup plus distincte sur le milieu en question.

Caractères microscopiques. — En général, ils sont semblables à ceux du *S. ruber*, mais les hyphes sporifères simples et ramifiées se forment peu et les fuseaux sont rudimentaires.

Inoculations. — En 1930, l'un de nous a réussi à inoculer cette variété au poil de deux cobayes. Huit jours après l'inoculation, il a constaté, au niveau de la région malade, de nombreux poils infectés. Quelques-uns de ces poils n'ont pas d'élément mycosique à l'intérieur et les filaments se bornent à entourer presque verticalement leur surface. Quelques autres ont des filaments uniquement à l'intérieur, formant comme un ruban divisé en courts articles, et qui constituent une frange d'Adamson au niveau de la racine du poil. La spore a environ $4\ \mu$ de diamètre. En somme, cette variété, comme le *S. ruber*, est *endo-ectothrix* chez le cobaye, au dire de Sabouraud.

IV. — VARIÉTÉS DU *S. RUBER* MANQUANT DE FUSEAUX

A. Variétés à culture du type du *S. ruber*

Le *Sabouraudites ruber* perd généralement la capacité de produire des fuseaux au cours de ses repiquages, mais il y a aussi des souches qui en sont privées dès leur première génération. Quoi qu'il leur manque des fuseaux, on ne peut pas les considérer comme une autre espèce. Il semble qu'on puisse leur rendre la capacité de produire des fuseaux en choisissant un milieu de culture approprié (tel que celui de Langeron et Milochevitch surtout). Cependant, nous n'avons pas pu y réussir encore. Au Japon, le *S. ruber*, dépourvu de fuseaux, a été déjà décrit comme *Trichophyton purpureum* var. II Takahashi 1926 ou comme *T. coccineum* Kato 1926.

1. *Trichophyton purpureum* var. II. Takahashi 1926. — Cette variété a été isolée par cet auteur d'un Coréen atteint d'une trichophytie interdigitale avec onychomycose. Sur le milieu glycosé, la culture géante formait une plaque ronde avec un umbo central blanc et duveteux. Cette plaque présentait, autour de l'umbo, des anneaux concentriques jaunes, rouges, etc. Bref, son caractère

cultural était identique à celui du type plurizoniforme du *S. ruber*. Cette variété ne diffère donc du *S. ruber* que par ce seul point qu'elle ne produit pas de fuseaux. Quand on inocule ce champignon au cobaye ou au lapin, il provoque des herpès et des desquamations, s'accroît dans l'épiderme et infecte rarement les poils suivant le mode *ectothrix*.

2. *Trichophyton coccineum* Y. Kato 1926. — L'auteur prétend que cette variété diffère du *S. ruber*, mais, en examinant sa description et une de ses souches, nous croyons qu'elle est le *S. ruber* lui-même ou tout au moins une variété de celui-ci. La différence entre cette variété et le *S. ruber* repose sur les points suivants : 1° *T. coccineum* ne produit jamais de fuseaux ; 2° les aleuries diffèrent de forme : celles de *T. coccineum* sont en forme de longue poire ou de bâtonnet ayant environ 3 μ de large et 8 μ de long ; 3° le taux positif de l'inoculation à l'animal est beaucoup plus élevé chez *T. coccineum* que chez le *S. ruber* ; enfin 4° *T. coccineum* est souvent la cause d'une teigne tondante chez l'homme (5 cas sur 6), tandis que *S. ruber* provoque presque toujours une épidermophytie. Cependant, comme nous l'avons dit plus haut, le *S. ruber* est parfois privé de fuseaux. D'autre part, Kato a découvert que le *S. ruber* peut attaquer le cuir chevelu et se développer sur le poil à la façon *endothrix*, quoique ce soit très rare. (Il n'y en a que deux cas sur des centaines de cas examinés par les auteurs japonais). En somme, les différences ci-dessus énumérées sont relatives et non essentielles.

En ce qui concerne la forme de culture, cette variété de Kato est très belle et typique. Voici ce que Kato explique : En cultivant cette variété et le *S. ruber* à la fois sur le milieu sucré, on constate que, chez la première, une coloration nette commence à apparaître dans la région centrale de la colonie, au bout de 5 jours après repiquage, tandis que, chez le second, les duvets blancs se forment d'abord, puis la coloration commence par le centre de la face dorsale ou par le bord du disque et elle devient nette au bout de 8 jours ou souvent seulement au bout d'un mois. Quoique cette variété ait une coloration si foncée, elle ne colore pas la substance du milieu de culture, tandis que le *S. ruber* la colore en rouge. D'autre part, chez le *S. ruber*, les duvets courts, couvrant de bonne heure la surface de la culture, présentent un aspect poudré et paraissent mats. Or, chez le *T. coccineum*, la formation des duvets est tardive ou tout au moins éparse ; par conséquent, il conserve longtemps l'humidité.

La culture typique de 40 jours après repiquage sur le milieu maltosé (maltose de Cogit et C¹) est un disque de 5 cm. de diamètre dont le centre s'élève comme un cratère d'où se dirigent vers la périphérie une dizaine de sillons radiés. La culture présente généralement un rouge brun violacé, mais de courts duvets poudrés sont formés concentriquement à sa surface ; suivant l'existence ou l'absence de duvets et aussi la densité des duvets, cette culture présente des anneaux concentriques larges ou étroits d'un brun violacé, rougeâtre, jaunâtre, etc., ce qui produit une image pittoresque. Parmi les souches du *S. ruber* qu'on obtient au Japon, il y en a généralement un petit nombre qui ont une coloration belle et foncée, mais les souches qu'un de nous a reçues du Lt-Colonel H.-W. Acton, de Calcutta, ont toutes produit un très beau pigment. Pour cette raison, même en examinant l'aspect de la culture, nous ne pouvons partager l'avis de Kato qui prétend que son *T. coccineum* est une espèce particulière. Nous le considérerons plutôt comme une variété du *S. ruber* sans fuseaux. A cette occasion, nous ajoutons ici encore quelques remarques : Kato a provoqué la teigne tondante chez un garçon en inoculant cette variété dans son cuir chevelu et a observé son parasitisme *endothrix* dans les cheveux malades. Plus tard, on a vu un kérion de Celse se développer chez ce garçon ; par conséquent, il est certain que cette variété avait une virulence beaucoup plus grande que les souches ordinaires du *Sabouraudites ruber*.

3. *Trichophyton kagawaense* Fujii 1931. — Après l'étude de la description originale de Fujii, nous inclinons à considérer que ce *Trichophyton* n'est qu'une variété du *S. ruber* privée de fuseaux. Comme dans la plupart des cas du *S. ruber*, la souche a été obtenue d'un herpès circiné. Suivant la description et la représentation en couleurs de Fujii, ses cultures forment, sur le milieu d'épreuve (gélose glycosée), un disque de plus de 5 cm. de diamètre qui a, au centre, une saillie blanche et duveteuse ; de cette saillie partent une dizaine de cannelures radiées et peu profondes ; la zone intermédiaire du disque est divisée en secteurs. Il se produit des duvets courts à la surface du disque ; leur coloration est d'un rouge violacé dans cette zone, mais elle est d'un jaune grisâtre dans la zone périphérique ; enfin, le pourtour de la zone intermédiaire est entouré à nouveau d'un fin anneau rouge. Le bord du disque est frangé d'aréoles sombres et noyées dans la substance. La face dorsale des cultures est d'un brun jaunâtre. La substance du milieu se colore. De même que le *T. rosaceum* et le *T. vinosum*, quelques-

unes de ces cultures ont une coloration rouge plus foncée que d'autres. Cependant, on constate souvent que, chez le *S. ruber*, la culture se colore en rouge vif ; nous le savons bien par la description de Castellani et aussi par nos propres observations sur les souches qu'un de nous a reçues du Lt-Colonel H.-W. Acton, de Calcutta.

Microscopiquement, Fujii a trouvé, dans les cultures de sa souche, des hyphes sporifères simples et quelques grappes ; il a également constaté des organes pectinés et rarement des spirales typiques. Les gemmes étaient bien développées et les spores avaient $5,5\text{ }\mu$ de long et $4,5\text{ }\mu$ de large.

Lorsqu'il a inoculé cette souche au cobaye ou au lapin, il a vu se former des papules et des desquamations ; les poils parasités sont en petit nombre et les éléments mycosiques, quoiqu'ils soient peu nombreux, siègent toujours chez le cobaye à la surface et à l'intérieur du poil. C'est une image *endo-ectothrix*. Les spores dans le poil avaient environ $4\text{ }\mu$, 5 de long et $3\text{ }\mu$ de large. Fujii a réussi aussi à inoculer sa souche au cuir chevelu de l'homme ; elle y a provoqué une inflammation légère et a attaqué les cheveux. Au bout de 30 jours après l'inoculation, il y a constaté un parasitisme de la forme *endothrix mégaspore* ; les spores dans les cheveux avaient environ $4\text{ }\mu$, 5 de diamètre. En examinant la description citée ci-dessus et les figures s'y rapportant, on ne peut pas considérer cette souche comme une nouvelle espèce, mais comme appartenant au groupe du *S. ruber*. L'absence de fuseaux est accidentelle. Quoi qu'il en soit, nous la classons également dans le groupe du *S. ruber* manquant de fuseaux. La formation des vrilles et des organes pectinés n'est jamais le signe d'une nouvelle espèce.

B. Variétés à culture lilas (type lilaceum)

En 1920, l'un de nous a étudié les teignes et leurs agents causaux en Mandchourie et obtenu des souches à culture lilas dans des cas de dyshydrose parasitaire. D'autre part, il en a obtenu une autre, pourvue de longs duvets tout blancs, aussi chez un cas de dyshydrose, et il a considéré chacune de ces souches comme appartenant au groupe du *T. niveum* de Sabouraud. Plus tard, quand il a publié, au laboratoire du Dr Weidman, à Philadelphie, un rapport sur la dyshydrose, il a nommé provisoirement la première *Trichophyton* α et la seconde *Trichophyton* β . En 1923, il a affirmé, dans le laboratoire du prof. Brumpt, que la première est une variété

du *T. niveum*, n'ayant aucune virulence pour l'animal, et lui a donné le nom de *T. pedis*. Quant au *Trichophyton* β , il a déterminé que ce champignon parasite n'est autre que le *S. ruber* manquant de fuseaux ; avec cette souche, l'essai d'inoculation à l'animal a donné un résultat négatif. En 1923, à Tokio, Kawasaki a fait des recherches sur l'onychomycose trichophytique et, dans deux cas, il a cultivé un champignon correspondant au *Trichophyton* β et l'a nommé *Trichophyton lilaceum*.

Cultures. — Sur le milieu glycosé, la culture apparaît d'abord comme un petit nœud jaune crème pourvu d'épines, et, après une semaine, elle forme des duvets blancs ; après trois semaines ou un mois, elle devient un disque, ayant de 4 à 5 cm. de diamètre ou plus grand. La surface du disque est couverte de duvets courts : on voit aussi se former, au centre, un nombril ou un cratère, d'où émanent vers la périphérie plusieurs sillons radiés peu profonds. Le bord de la culture ne présente pas une denticulation bien nette. La caractéristique de ce champignon repose sur la coloration ; le tissu feutré de sa culture se colore en pourpre pâle et, à cause des courts duvets blancs qui couvrent la surface de la culture, elle apparaît d'un lilas mat. La substance du milieu même se colore parfois en lilas. La face dorsale de la culture semble pourprée.

Caractères mycologiques. — Cette variété ne forme pas de fuseaux ; elle produit seulement des hyphes sporifères simples et ramifiées, c'est-à-dire qu'elle est, sur ce point, identique au *T. niveum* de Sabouraud.

Inoculations. — Ota et Kawasaki n'ont réussi, ni l'un ni l'autre, à inoculer cette variété au cobaye. Lorsque Kawasaki l'a inoculée au cuir chevelu d'un enfant de 5 ans, il a constaté une desquamation nette, mais pas de cheveu infecté ; il n'a observé cependant que des cheveux entourés de filaments dans l'orifice folliculaire.

Identification. — Cette variété est très voisine d'une variété de Priestley, *T. rubidum*. Leurs différences sont les suivantes : la première ne produit pas de fuseaux et forme un pigment lilas, tandis que la seconde produit des fuseaux et a un pigment rouge.

C. Variétés à culture blanche

Sur 12 cas de cultures que Hodges (1921) a obtenues d'onychomycoses, 4 cas ont appartenu à la variété nommée *Trichophyton B.* Au point de vue des caractères mycologiques, elle donnait des aleuries mais pas de fuseaux. Sur le milieu maltosé de Sabouraud, il se formait un disque couvert de duvets blancs. Plus tard, une coloration un peu jaunâtre se faisait voir. Sur le milieu de conservation, le disque de la culture était partiellement couvert de duvets blancs et sa face dorsale présentait une couleur jaune. Or, dans la génération postérieure, la face dorsale se colorait souvent en rouge ou en pourpre, et les duvets blancs trouvés à la surface présentaient parfois une couleur rougeâtre. La souche que Sh. Takahashi a obtenue en Corée d'un herpès circiné et qu'il a nommée *T. purpureum* var. *I* donnait une culture couverte de duvets blancs sur milieu maltosé, presque analogue à celle ci-dessus mentionnée ; mais lorsque cette culture a vieilli, un petit nombre de sillons radiés se sont formés à sa surface, le bord de la culture a été frangé par une zone jaune et sa face dorsale est devenue pourpre. Mycologiquement, cette souche manquait de fuseaux. Le fait que la variété blanche produit ainsi un pigment tantôt rouge ou pourpre, tantôt lilas, au cours du repiquage, sert de base pour le distinguer du *Sabouraudites mentagrophytes*, du *S. equinus* ou du *T. plicatile*, etc. La haute température (37°) et la gélose mêlée à de l'extrait de kôji sont des facteurs favorables à la production du pigment, par conséquent il faut tenir compte de ces conditions pour juger les variétés blanches du *S. ruber*.

Hodges ne parle jamais de l'inoculation à l'animal. Takahashi a constaté, chez le cobaye et le lapin, non seulement un accroissement des filaments dans l'épiderme, mais encore des éléments mycosiques enchevêtrant les poils. Cependant, il dit qu'il n'a pas observé l'invasion de ces éléments à l'intérieur du poil.



En comparant ainsi les analogies existant dans le groupe du *S. ruber*, on trouve une affinité étroite entre des souches qui semblent superficiellement très différentes. On n'a pas besoin de discuter sur l'apparition des fuseaux ou sur leur absence, sur la production du pigment ou sur son absence, on peut les considérer toutes comme appartenant à une seule espèce ; seulement, il est nécessaire d'y établir quelques variétés, selon le goût de chacun.

V. ESPÈCES VOISINES DU *S. RUBER*

Trichophyton spadix (Kato 1926). — Si la culture de ce parasite reste toujours telle qu'elle a été d'abord décrite par Kato, on peut le considérer sans doute comme une nouvelle espèce. Cependant, au cours du repiquage, la culture commence à ressembler à un type du *S. ruber* déjà connu ; on suppose donc que cet hyphomycète en est très voisin. Surtout la souche, cultivée par le Dr Nakamura, de Tokio, que nous allons décrire maintenant, doit être considérée comme un type de transition entre la souche de Kato et le *S. ruber*, et elle rend la supposition précitée plus vraisemblable. Cependant, nous n'irons pas jusqu'à ranger les parasites de Kato et Nakamura parmi le groupe du *S. ruber*, nous les regardons seulement comme une espèce voisine du *S. ruber*. Cette espèce est, d'autre part, un bon type de transition entre le *S. ruber* et le *T. violaceum*. Kato l'a appelée d'abord *Bodinia spadix*. Cependant, la production des aleuries étant bien nette, il est naturel de la classer dans le groupe des *Trichophyton*.

Clinique. — En 1924, Kato a isolé cette espèce des cheveux d'un garçon de 14 ans atteint de teigne tondante, dans les îles de Liukiu. Dans le poil malade, elle était *endothrix*, et, à l'intérieur du poil, les spores avaient environ 5 μ de diamètre.

Cultures. — Son caractère cultural le plus important est que, sur le milieu d'épreuve de Sabouraud, le tissu mycélien se forme essentiellement dans la substance du milieu et qu'un petit nodule du centre apparaît seulement à la surface. Après trois semaines, la culture atteint 4 à 5 cm. de diamètre et sa coloration devient rouge brunâtre. Les duvets fins et courts, d'une couleur grise, se produisent à la surface de la zone d'environ un centimètre entourant ce nodule central, par conséquent, la coloration de cette zone est d'un gris violacé et mat (pl. XIV, fig. 7). Dans la zone extérieure, la culture s'enfonce à peu près à 2 mm. plus bas que le niveau de la substance et elle présente une couleur rouge noirâtre ; dans la région plus excentrique, elle est d'un rouge brunâtre foncé. A la périphérie, le tissu de la culture étant délié, il peut être distingué par les rayons pénétrants. A travers plusieurs générations, cette espèce garde ces aspects culturaux. Mais, dans les subcultures postérieures, elle devient vivace et le diamètre des colonies atteint souvent 7 à 8 cm.

Les cultures, dans ce cas, changent de forme, à cause de l'accrois-

sement des hyphes aériennes à la surface du milieu et elles prennent enfin une forme presque identique à celle du type *lilaceum* du *S. ruber* (pl. XIV, fig. 8). Naturellement, cette forme n'est pas constante ; dans un cas, elle présentait un grand disque ayant 9 cm. de diamètre et était enfouie en grande partie dans la substance du milieu ; de nouvelles colonies faviformes apparaissaient parfois çà et là sur la culture-mère. Les subcultures de plusieurs générations perdent souvent la capacité de produire le pigment et se bor-

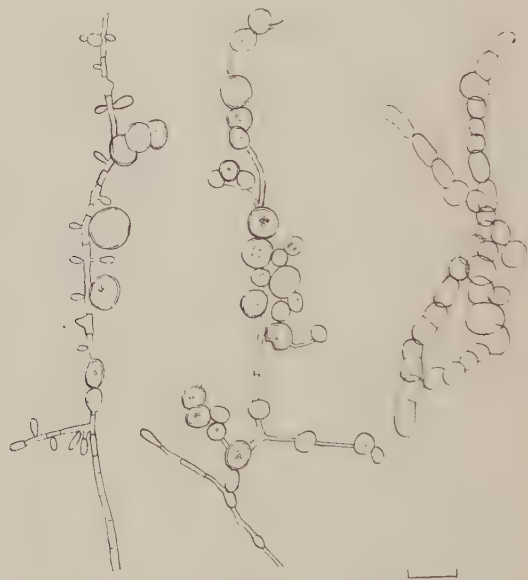


FIG. — Eléments mycosiques du *Trichophyton spadix*.

nent à former des duvets longs et mous de couleur blanche comme neige.

Caractères microscopiques. — La partie enfouie dans la substance du milieu ne forme pas d'organe particulier. Les caractères mycologiques de cette partie sont identiques à ceux du *T. violaceum*. On constate la formation des aleuries dans la culture formant des duvets blancs. Dans la culture en goutte pendante, nous avons constaté des hyphes simples portant sur les deux côtés, entre les aleuries piriformes, de grandes chlamydospores (fig.). Nous n'avons jamais constaté cette forme chez les autres espèces de *Trychophyton*.

Inoculations. — Chez le cobaye, le lapin, le chien et le chat, Kato a obtenu un résultat positif dans tous les cas. Non seulement les filaments s'accroissaient toujours dans l'épiderme enflammé, mais ils enchevêtraient parfois les poils malades. L'invasion des éléments mycosiques dans les poils n'a jamais été observée. En un mot, le parasitisme de cette espèce sur le cheveu humain (*endothrix mégaspore*) et le résultat de l'inoculation à l'animal (*ectothrix mégaspore*) correspondent tout à fait à l'habitus du *S. ruber*.

D'autre part, la forme culturale de cette espèce et le mode de son parasitisme sur le poil humain ne sont pas moins rapprochés de ceux du *T. violaceum*. Par conséquent, on peut se demander s'il n'y a pas une affinité quelconque entre le *S. ruber* et le *T. violaceum*. Comme types de transition, on peut noter, outre le *T. spadix*, les souches que nous allons mentionner ci-dessous.

Trichophyton coccineum VAR. **keio** Nakamura 1932. — D'après nos observations, ce champignon est une variété du *S. ruber* dépourvue de fuseaux. Sur les milieux d'épreuve, sa culture présente un disque avec un nodule faviforme au centre, d'où sortent plusieurs sillons radiés. La surface de la culture est couverte de duvets courts. En transperçant ces duvets, on voit que la colonie se colore en lilas, en jaune brunâtre, en jaune verdâtre ou en jaune crème, mais jamais en rouge clair ou en pourpre foncé, etc.

La souche que nous avons reçue de Nakamura formait une culture humide d'un brun violacé au cours du repiquage. La partie centrale, de 2 cm. de diamètre, se montrait à peine sur la substance du milieu, mais la zone extérieure ayant 2 cm. de large était complètement enfouie. Dans la zone la plus excentrique, la colonie s'amincissait et il était impossible de distinguer les filaments à moins qu'on ne regardât par transparence.

Cette forme culturale est à peu près identique à la culture primitive du *T. spadix*. Nakamura a considéré cette espèce comme une variété de *T. coccineum* ; mais, d'après son interprétation, celle-ci n'est autre que le *S. ruber* dépourvu de fuseaux. Cependant, il n'y a pas de contradiction entre son avis et le nôtre, car Nakamura comprenait sous le nom de *T. coccineum* la variété du *S. ruber* dépourvue de fuseaux. Il avait cultivé cette souche d'un cas d'onychomycose. En l'inoculant au lapin et au cobaye, il n'a observé qu'une formation de squames et de croûtes dans la région traitée ; il n'y a trouvé aucun poil infecté.

Trichophyton marginatum D. Muijs 1921. — Généralement, il est très difficile d'identifier un *Trichophyton* sur la base d'une sim-

ple description, sans examiner personnellement sa culture. Il en est de même pour l'espèce en question, et on ne peut dire exactement si c'est une nouvelle espèce, comme l'auteur l'affirme, ou si elle appartient à l'une des espèces connues. Cependant, après avoir étudié la description de l'auteur et une photographie de la culture, il semble que cette espèce soit très rapprochée du *S. ruber* dépourvu de fuseaux et aussi du *T. violaceum*. En ce qui concerne sa culture, cette espèce forme un disque coloré en brun clair et à lustre humide et transparent, sur le milieu maltosé ou glycosé à la température de 20° à 25°. Le disque a un nœud au centre duquel s'élèvent plusieurs épines fines. La culture conserve cette couleur pendant une semaine, mais, après, apparaît une bordure d'un beau violet foncé, ayant environ 2 mm. de large. Au fur et à mesure que la culture s'accroît, sa coloration d'un brun clair prend un ton plus foncé. D'après cet auteur, il ne se forme pas de bord violet sur la gélose (simplement peptonée ?). D'autre part, sa couleur y est généralement plus claire que sur les milieux sucrés. Chez cette espèce, on ne constate pas de pléomorphisme.

Quant aux caractères mycologiques de ce champignon, ils sont semblables à ceux des *Trichophyton faviformes* ; il se borne à former des spores mycéliennes et des chlamydospores, mais il ne produit pas de spores externes sur les milieux ordinaires.

L'inoculation au cobaye a donné un résultat négatif. Cependant, ce champignon étant cultivé d'une teigne tondante, l'auteur a pu constater son mode de parasitisme sur le poil : il était *endothrix*, la dimension des spores n'a pas été indiquée.

Pour cette raison, nous pouvons supposer que ce champignon n'appartient pas aux *Trichophyton faviformes* de Sabouraud (qui sont *ectothrix* mégaspores), mais qu'il est une espèce voisine du *T. violaceum* ; il ressemble d'ailleurs assez bien au *Sabouraudites ruber*, comme nous l'avons dit au début.

Trichophyton violaceum Bodin 1902. — Cette espèce est très répandue dans le monde ; ses caractères cultureux et mycologiques sont très connus. On peut supposer que cette espèce a des rapports avec le *S. ruber*, par l'interposition de plusieurs des espèces indiquées ci-dessus. Cette espèce a été classée dans le nouveau genre de *Bodinia* par Ota et Langeron. La formation des aleuries incomplètes peu nombreuses a été constatée par ces auteurs ainsi que par Kato (1926). Ce dernier a également constaté des spores externes chez le *T. glabrum*, qui est une variété du *T. violaceum*. Comme Langeron et Milochevitch, nous désignons cette espèce sous

le nom de *Trichophyton violaceum*. Catanei a obtenu un résultat positif pour la première fois, en l'inoculant au cobaye. D'après lui, son parasitisme sur le poil était alors *endothrix* comme dans le cas de l'inoculation à l'homme. Nos essais d'inoculation à l'animal ont toujours échoué. Nous notons qu'il existe aussi plusieurs variétés de *T. violaceum*, sur lesquelles nous aurons l'occasion de revenir.

VI. DISCUSSION

Les caractères du *S. ruber* ont été mis en évidence grâce à la revue générale que nous venons de faire ci-dessus et particulièrement grâce à nos observations sur les cultures de cette espèce et enfin grâce aux descriptions exactes de nos collègues japonais. En nous appuyant sur toutes ces observations, nous allons tenter de composer la figure schématique de cette espèce :

Le *S. ruber* parfait produit, en plus des hyphes sporifères simples et ramifiées, des fuseaux multiloculaires, des organes nodulaires ou pectinés et des vrilles. D'autre part, il forme évidemment des chlamydospores intercalaires ou pédiculées ; spécialement ses spores mycéliennes (gemmes), constituées par de grandes cellules, ont un développement très intense. Il n'est pas certain que ces éléments mycologiques se manifestent toujours tous chez cette espèce. Dans la plupart des cas, sur les milieux de culture que l'on emploie ordinairement, les organes pectinés et les vrilles manquent. L'apparition des organes nodulaires est également inconstante ; de plus, souvent les fuseaux ne se forment pas. Cependant, il peut arriver qu'on ne voie que des fuseaux sans formation d'aleuries ou bien qu'on n'observe ni les uns ni les autres. Dans le cas où les caractères mycologiques de cette espèce ne sont pas complets, l'identification exacte de la souche est difficile : c'est pourquoi elle a reçu plusieurs noms résultant de différences insignifiantes. Or, d'après nous, parmi les faits négatifs qu'on a relevés, l'absence de fuseaux n'est nullement définitive, mais plutôt accidentelle. En tenant compte des analogies de ce groupe, on peut considérer les souches privées de fuseaux comme un type incomplètement développé du *S. ruber* et on n'a pas besoin de les traiter comme des espèces de *Trichophyton*. Leurs relations ressemblent à celles qui existent entre le *S. mentagrophytes* et le *T. niveum* Sabouraud. Cependant, chez le *T. niveum*, la forme culturale et les caractères mycologiques sont toujours constants. Or, chez le *S. ruber*, lorsque les caractères cultureux sont identiques, il est pourvu de fuseaux ou il en est privé ; pour cette raison, il est juste de considérer le manque de

fuseaux comme accidentel. Nous, qui avons classé le *S. mentagrophytes* et le *T. niveum* dans des genres différents, avons donc reclassé les souches du *S. ruber* manquant de fuseaux dans le genre *Sabouraudites*. Cependant, nous avons classé provisoirement comme nouvelles espèces, dans le genre *Trichophyton*, les rares souches dont les caractères cultureux sont assez particuliers et qui sont privées de fuseaux. (*T. spadix* et *T. marginatum* par exemple).

Le plus virulent des *S. ruber* connu jusqu'à présent, lorsqu'on l'inocule aux animaux (cobaye, lapin, chat, etc.), non seulement provoque une épidermite, mais attaque même le poil. Le parasitisme du poil se produit, chez les animaux, suivant le mode *ectothrix* dans la plupart des cas, mais quelquefois, rarement, il pénètre à l'intérieur du poil. Cette espèce est donc *endo-ectothrix* chez les animaux, tandis qu'elle est *endothrix* pur dans le poil humain. L'inoculation à l'animal, cependant, échoue dans la plupart des cas ; on peut donc identifier facilement cette espèce d'après le résultat de l'inoculation à l'animal. Elle provoque chez l'homme des symptômes d'épidermophytie (herpès circiné, eczéma marginé, dyshydrose) et d'onychomycose ; rarement, elle cause une teigne tondante.

Le plus important de ses caractères cultureux est le fait de produire du pigment. Les cultures se colorent en pourpre, en rouge ou en lilas ; elles présentent encore par endroits du jaune crème ou sulfureux ou un vert jaunâtre, etc. Dans les cas typiques, la face de la culture est colorée uniformément en pourpre ou en rouge. Dans l'autre cas, les colorations apparaissent sous forme d'anneaux concentriques. Il arrive que la production de ces pigments étant faible dès le début, la culture se colore complètement en rose ou en lilas ou forme des anneaux roses. Il existe aussi des cultures privées de pigments, et, dans ce cas, elles sont tantôt d'un blanc de neige, tantôt d'un blanc sale ; ces cultures blanches elles-mêmes prennent très souvent une coloration rougeâtre au cours des repiquages. La formation du pigment est toujours intense sur les milieux renfermant de l'extrait de kôji. Chez des souches dont le pigment est peu formé, les cultures ne sont colorées qu'après quelques semaines ou quelques mois. Par contre, aucune souche ne forme jamais de pigment pourpre sur le milieu simplement peptoné et le diamètre de la culture est beaucoup plus petit sur ce milieu que sur les milieux sucrés. Le *S. ruber* colore parfois en rouge non seulement sa culture, mais aussi la substance du milieu. Il arrive que la culture est blanc de neige, tandis que la substance du milieu se colore en rouge. Cependant, tout cela ne contribue point à identifier l'espèce ou la variété. La surface de la culture est plus ou moins cou-

verte de duvets courts, et, lorsque la formation du pigment est intense, ces duvets sont également colorés et la culture s'embellit de plus en plus. Quand les duvets sont denses et blancs, la surface de la culture paraît mate, en laissant entrevoir la couleur du tissu feutré. En vieillissant, la culture forme çà et là des masses de duvets blancs, mais elle ne produit pas facilement de pléomorphisme ; la formation de pigment persiste souvent à travers plusieurs générations, tandis que les caractères mycologiques deviennent incomplets.

C'est sur la gélose au kôji que la production du pigment apparaît le mieux, par conséquent, en cas d'identification de *S. ruber*, il convient de recourir à ce milieu.

RÉSUMÉ

1. — Chez le *Sabouraudites ruber*, les caractères cultureux et mycologiques ne sont pas constants suivant les diverses souches, par conséquent cette espèce est souvent mal identifiée et elle a reçu plusieurs dénominations. Nous avons étudié les différences et les analogies des souches de cette espèce en nous appuyant sur les documents déjà parus ainsi que sur les souches que nous avons recueillies, et nous en avons tiré les conclusions que nous indiquons dans le tableau ci-joint.

2. — En tenant compte des relations précitées, on peut dire que : *Epidermophyton rubrum*, *E. salmoneum*, *E. plurizoniforme*, *E. lanorozeum*, *Trichophyton purpureum*, *T. multicolor*, *T. ruber* var. *III*, etc., sont des synonymes de *Sabouraudites ruber*. Nous le désignons sous le nom de *Sabouraudites ruber* (Castellani 1910) Ota et Langeron 1923.

3. — Parmi les *S. ruber*, il y en a qui ne forment pas de pigment, mais cette absence n'est pas définitive et le pigment se manifeste parfois au cours des repiquages. Nous nommons les souches manquant totalement de pigment *S. ruber* var. *albus* Ota et Hashimoto 1930, et les distinguons de celles qui produisent du pigment.

4. — Parmi les *S. ruber*, il y en a qui sont privés de fuseaux, mais nous ne les considérons que comme une variété de cette espèce. Par conséquent, en nous appuyant sur divers points, nous voulons les désigner provisoirement sous le nom de *S. ruber* var. *acloster*, sans les classer dans les *Trichophyton*. Cette variété pourrait aussi se diviser en plusieurs types suivant l'aspect de ses cultures ; type *kagawasensis* (ou type *ruber*), type *coccineus*, type *lilaceus*, type *albus*, etc.

TYPE DES CULTURES	Fuseaux	Noms	Fuseaux	Noms
Cultures uniformément rouges ou pourprées.....	+	<i>Epidermophyton rubrum</i> Castellani 1910.	—	<i>Trichophyton purpureum</i> Bang 1910. <i>Epidermophyton salmoneum</i> de Mello 1902. <i>Sabouraudites ruber</i> var. <i>III</i> Fujii 1932.
		<i>Trichophyton purpureum</i> Kato 1926. <i>Trichophyton coccineum</i> var. <i>keio</i> Nakamura 1932.		
Cultures à zones multiples concentriques.....	+	<i>Epidermophyton lanoroseum</i> Mac Carthy 1925.	—	<i>Trichophyton plurizoniforme</i> Mac Carthy 1925. <i>Trichophyton multicolor</i> Magalhães et Neves 1923.
		<i>Trichophyton purpureum</i> var. <i>II</i> Sh. Takahashi 1926.		
Cultures rosâtres.....	+	<i>Trichophyton purpureum</i> var. <i>I</i> Sh. Takahashi 1925.	—	<i>Trichophyton purpureum</i> var. <i>I</i> Sh. Takahashi 1925.
Cultures lilas.....	+	<i>Trichophyton purpureum</i> var. <i>I</i> Sh. Takahashi 1925.	—	<i>Trichophyton purpureum</i> var. <i>I</i> Sh. Takahashi 1925.
Cultures blanches entourées d'une frange rouge ou pour- prée.....	+	<i>Trichophyton purpureum</i> var. <i>I</i> Sh. Takahashi 1925.	—	<i>Trichophyton purpureum</i> var. <i>I</i> Sh. Takahashi 1925.
Cultures totalement blanches.	+	<i>Trichophyton purpureum</i> var. <i>I</i> Sh. Takahashi 1925.	—	<i>Trichophyton purpureum</i> var. <i>I</i> Sh. Takahashi 1925.

5. — Le *S. ruber* et ses variétés provoquent principalement des épidermomycoses ; ils sont rarement cause de la teigne tondante. Dans ce dernier cas, le parasitisme du poil est *endothrix* mégaspore. Le même parasitisme peut être expérimentalement obtenu chez l'homme.

6. — L'inoculation du *S. ruber* et de ses variétés à l'animal est difficile, mais elle provoque assez souvent de l'épidermite. Le poil est plus difficilement infecté par cette espèce, cependant il arrive parfois qu'il est enchevêtré de filaments. On constate rarement l'invasion des éléments mycosiques à l'intérieur du poil. Pour cette raison, on peut dire que cette espèce est *endo-ectothrix* (*neo-endothrix*) chez les animaux, et c'est pourquoi la variété blanche du *S. ruber* est souvent difficile à distinguer du *T. plicatile* ; dans ce cas-là, il est nécessaire de provoquer la production du pigment en employant la gélose au kôji.

7. — Le fait que cette espèce est *endothrix* pure chez l'homme, que ses cultures produisent du pigment pourpre ou violacé et que son inoculation à l'animal est généralement difficile, nous fait supposer qu'il existe une affinité entre elle et le *T. violaceum*. Enfin, nous avons signalé deux nouvelles espèces de *Trichophyton* considérées comme types de transition entre ces deux espèces : *T. spadix* Kato 1926 et *T. marginatum* Muijs 1921.

BIBLIOGRAPHIE

- BANG (H.). — Sur une trichophytie cutanée à grands cercles, causée par un dermatophyte nouveau (*Trichophyton purpureum* Bang). *Ann. de Dermatol. et Syph.*, I, 1910, p. 225-238.
- CASTELLANI (A.). — Observation on a new species of *Epidermophyton* found in *tinea cruris*. *Brit. Journ. of dermatol.*, XXII, 1910, p. 146-150, pl. I.
- FUJII (S.). — Ueber die durch neu entdeckte Dermatophyten hervorgerufene Trichophytie der Haut, sowie über Trichophyten und Trichophyten in Shikoku. *Japan Journ. of dermat. and urol.*, XXXI, 1931, p. 305-357 (en japonais ; résumé en allemand, p. 11-14), pl. XXV et XXVI.
- Ueber die Erreger der Trichophytie am unbehaarten Körperteile in der Umgegend von Tokyo, insbesondere *Sabouraudites ruber* var. III. *Japan, Journ. of dermatol. and urol.*, XXXII, 1932, p. 775-584 (en japonais ; résumé en allemand, p. 99-100), pl. XXXVII et XXXVIII.
- HASHIMOTO (T.), IRISAWA (T.) et Ota (M.). — Une variété blanche du *Sabouraudites ruber* Ota et Langeron 1923. *Japan Journ. of dermat. and urol.*, XXX, 1930, p. 243-251 (en japonais ; résumé en français, p. 31-32).
- KATO (Y.). — Note sur les trichophyties dans les provinces de Kiushiu et dans les îles de Liukiu et sur deux espèces nouvelles de dermatophytes : *Trichophyton coccineum* et *Bodinia spadix* n. sp. *Japan Journ. of der-*

- mat. and urol.*, XXVI, 1926, p. 79-110, 196-230, 506-358 (en japonais ; résumé en français, p. 11-17), pl. V-VIII.
- On the ringworm of scalp caused by *Sabouraudites ruber*, especially on its character of *endothrix*. *Japan Journ. of dermat. and. urol.*, XXV, 1925, p. 895-903 (en japonais ; résumé en anglais, p. 8-10), pl. XXIX et XXX.
- KAWASAKI (Y.). — Ueber Nageltrichophytie in Japan. *Japan Journ. of. dermat. and urol.*, XXIII, 1923, p. 940-964 (en japonais ; résumé en allemand, p. 115-116), pl. XXXII-XXXV.
- LANGERON (M.) et MILOCHEVITCH (S.). — Morphologie des dermatophytes sur milieux naturels et milieux à base de polysaccharides. Essai de classification. *Ann. de Parasit.*, VIII, 1930, p. 465-508, pl. XVII-XXVI.
- MAC CARTHY (L.). — Contribution à l'étude des épidermomycoses avec présentation de six parasites nouveaux. *Ann. de dermat. et syph.*, VI, 1925, p. 19-54.
- MAGALHÃES (O. DE) et NEVES (A.). — Contribution à l'étude de la teigne au Brésil (*Trichophyton multicolor* n. sp.), *C. R. Soc. de biol.*, LXXXIX, 1923, p. 769-772.
- MELLO (F. DE). — *Trichophyton* (sic) *viannai* n. sp., the infecting agent in a case of dermatomycosis. *Indian Journ. of med. res.*, V, 1917-1918, p. 222-233, pl. XXXIV.
- *Epidermophyton salmoneum* n. sp., agent d'une épidermophytie inguinale dans l'Inde portugaise. *C. R. Soc. de biol.*, LXXXIV, 1921, p. 239-240.
- MUIJS (D.). — *Trichophyton marginatum*. *Nederl. Tijdschr. voor Geneeskunde*, 1921, n° 18.

EXPLICATION DES PLANCHES

PLANCHE XIII

- FIG. 1. — *Sabouraudites ruber* sur gélose glycosée (Souche d'Acton, de l'Inde). Culture uniformément rouge (type de Castellani et de Bang).
- FIG. 2. — *Sabouraudites ruber* d'aspect particulier (ressemblant au *Trichophyton spadix*) sur le milieu de conservation (Souche de Reiss, de Shanghai). C'est une culture de couleur brun sombre ; le tissu mycélien en forme de racine pénètre à l'intérieur de la substance du milieu ; le milieu lui-même se colore en brun.
- FIG. 3. — *Sabouraudites ruber* sur gélose glycosée (type plurizoniforme).
- FIG. 4. — *Sabouraudites ruber* à culture blanche entourée d'une frange pourprée (Culture d'un mois sur la gélose à l'extrait de « kôji »).

PLANCHE XIV

- FIG. 5. — *Sabouraudites ruber* sur gélose glycosée (type *lanoroseum*).
- FIG. 6. — *Sabouraudites ruber* var. *albus* sur gélose glycosée.
- FIG. 7. — *Trichophyton spadix* sur gélose glycosée (culture typique)
- FIG. 8. — *Trichophyton spadix* sur gélose glycosée. (simulant *Sabouraudites ruber* var. *lilaceus*).



FIG. 1

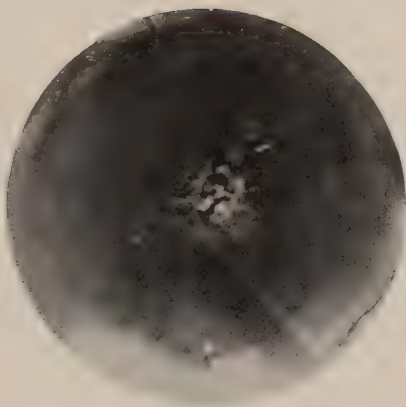


FIG. 2



FIG. 3



FIG. 4

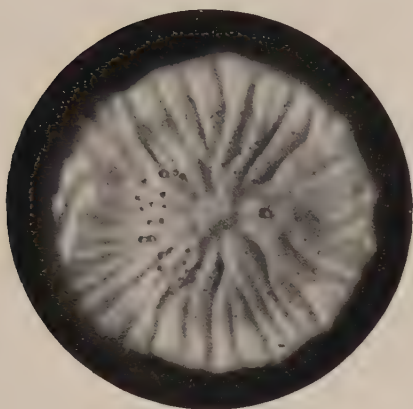


FIG. 5



FIG. 6



FIG. 7



FIG. 8

- NAKAMURA (T.). — Ueber die Nageltrichophytie und eine neu entdeckte Pilzvarietät. *Japan. Journ. of dermat. and urol.*, XXXII, 1932, p. 515-527 (en japonais ; résumé en allemand, p. 65-66), pl. XXII et XXIII.
- OTA (M.). — Recherches sur la trichophytie en Mandchourie. *Japan. Zeitschr. f. Dermat. u. urol.*, XXI, 1921, p. 201-227, 330-340 (en japonais ; résumé en français, p. 27-29), pl. IX.
- Contribution to the study of *Trichophyton purpureum* Bang, *Trichophyton interdigitale* Priestley and *Trichophyton* « B » Hodges. *Arch. of Dermat. and Syph.*, V, 1922, p. 693-713.
- OTA (M.) et KAWASAKI (Y.). — Ueber Eczema marginatum in Japan, mit besonderer Berücksichtigung der Ätiologie. *Japan. Zeitschr. f. Dermatol. u. Urol.*, XXII, 1922, p. 758-780 (en japonais ; résumé en allemand, p. 64-65), pl. XV-XVII.
- OTA (M.) et LANGERON (M.). — Nouvelle classification des dermatophytes. *Ann. de parasitologie*, I, 1923, p. 305-336.
- PRIESTLEY (H.). — Ringworm and allied parasitic skin diseases in Australia. *Med. Journ. Australia*, déc. 1917.
- SABOURAUD (R.). — *Les teignes*. Paris, Masson et C^{ie}, 1910.
- Eczematoid ringworm-of the extremities and groin. *Brit. Journ. of Dermatol.*, XXIII, 1911, p. 384-393.
- TAKAHASHI (Sh.). — Ueber die Trichophytie und die Trichophytonarten in Korea. *Japan. Journ. of dermat. and urol.*, XXV, 1925, p. 251-286 (en japonais ; résumé en allemand, p. 73-74), pl. XI et XII.

*Clinique dermatologique de l'Université Impériale de Tohoku
(Sendai, Japon).*

RÉPERTOIRE

DES ESPÈCES ET DES GENRES NOUVEAUX

Myxophycées

Oscillatoria cyprini Léger et Bory. *Oscillatoriaceae*. Intestin. *Cyprinus specularis* Lac. (Poiss.). Grenoble. *C. R. Acad. sc.*, CXCIV, 1932.

M. LANGERON.

Hyphomycètes

Scopulariopsis sehnsuchta F. de Mello. *Conidiosporaceae*. Peau. Homme. Inde portugaise. *Bull. Soc. pathol. exot.*, XXV, 1932, p. 295.

Spondylocadium atro-olivaceum A. Neves. *Conidiosporaceae*. Peau. Homme. Bello Horizonte, Brésil. *Mem. Inst. O. Cruz*, XXV, 1931, p. 323.

Monilia aegyptiaca J. Khouri. *Thallosporaceae*. Poumon. Homme. Egypte. *Bull. Soc. pathol. exot.*, XXVI, 1933, p. 9.

Allantospora onychophila Vuillemin. *Conidiosporaceae*. Ongles. Homme. Italie. Vuillemin. *Les champignons parasites*, Paris, Lechevalier, 1931, p. 63.

Penicillium giordanoii Vuillemin. *Conidiosporaceae*. Poumon. Homme. Italie. Vuillemin. *Les champignons parasites*, Paris, Lechevalier, 1931, p. 62.

Scopulariopsis mottai Vuillemin. *Conidiosporaceae*. Oreille. Homme. Italie. Vuillemin. *Les champignons parasites*, Paris, Lechevalier, 1931, p. 62.

Monilia inexorabilis Mazza et Palamedii. *Thallosporaceae*. Blastomycose cutanéomuqueuse généralisée. Homme. Chaco argentin. 7^a Reunion Soc. argentina patol. region. Norte, Tucuman, 1931, Buenos-Aires, 1932, p. 467.

Monilia argentina Vivoli, Avellaneda et de Bardessi. *Thallosporaceae*. Langue. Homme. République Argentine. 7^a Reunion Soc. argentina patol. region. Norte, Tucuman, 1931, Buenos-Aires, 1932, p. 277.

Neogeotrichum O. de Magalhães. *Thallosporaceae*. Espèce type : *N. pulmonum* (O. de Magalhães 1914) (= *Oidium brasiliense* O. de Magalhães 1914). *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, XXVI, 1932, p. 151.

Cladosporium metanigrum (Castellani) Ferrari. *Conidiosporaceae*. Nom. nov. pro *Cryptococcus melaniger* Castellani 1926. *Atti Ist. bot. Univ. Pavia*, (4) III, 1932, p. 175.

Glenospora lanuginosa (Castellani) Agostini. *Conidiosporaceae*. Nom. nov. pro *Blastomycoides lanuginosus* Castellani 1927. *Journ. of trop. med. and hyg.*, XXXIV, 1931, p. 287.

Geotrichum immitis (Rixford et Gilchrist) Agostini. *Thallosporaceae*. Nom. nov. pro *Blastomycoides immitis* (Rixford et Gilchrist) Castellani 1926 (=

Coccidioides immitis Rixford et Gilchrist 1897). *Journ. of trop. med. and hyg.*, XXXV, 1932, p. 266.

Monosporium tulanense (Castellani) Agostini. *Thallosporaceæ*. Nom. nov. pro. *Blastomycoides tulanensis* Castellani 1926. *Journ. of trop. med.*, XXXV, 1932, p. 267.

Geotrichum louisianaoides Castellani. *Thallosporaceæ*. Poumon. Homme. Etats-Unis. *Med. Press and circular*, 31 mai 1933.

Geotrichum multifementans Castellani. *Thallosporaceæ*. Localisation non indiquée. Homme. Localité non indiquée. *Med. Press and circular*, 31 mai 1933.

Monosporium venezuelense Castellani. *Conidiosporaceæ*. Localisation non indiquée. Homme. Venezuela. *Med. Press and circular*, 31 mai 1933.

Glenospora meteuropea Castellani. *Conidiosporaceæ*. Localisation non indiquée. Homme. Localité non indiquée. *Med. Press and circular*, 31 mai 1933.

Glenospora metamericana Castellani. *Conidiosporaceæ*. Localisation non indiquée. Homme. Localité non indiquée. *Med. Press and circular*, 31 mai 1933.

Glenospora brevis Castellani. *Conidiosporaceæ*. Localisation non indiquée. Homme. Localité non indiquée. *Med. Press and circular*, 31 mai 1933.

Cryptococcus hondurians Castellani. *Thallosporaceæ*. Peau et Poumon. Homme. Honduras. *Med. Press and circular*, 31 mai 1933.

Cryptococcus pinosimilis Castellani. *Thallosporaceæ*. Peau. Homme. Localité non indiquée. *Med. Press and circular*, 31 mai 1933.

Hyalopus onychophilus (Vuillemin) Aschieri. *Conidiosporaceæ*. Nom. nov. pro *Allantospora onychophila*. Vuillemin 1931. *Atti Ist. bot. Univ. Pavia*, (4), III, 1931, p. 1 du tiré, à part.

Actinomyces allenbachii Sartory et Meyer. *Actinomycetaceæ*. Ganglions. Femme. Strasbourg. *C. R. Soc. biol.*, CVIII, 1931, p. 1186.

M. L.

Archimycètes

Sphaerita entodinii major Jirovec. *Olpidiaceæ*. *Entodinium longinucleatum*. (Infus.). Breclava (Tchécoslovaquie). *Ztschr. f. Parasitenkunde*, V, 1933, p. 591.

Sphaerita entodinii minor Jirovec. *Olpidiaceæ*. *Entodinium simplex* (Infus.). Breclava (Tchécoslovaquie). *Ztschr. f. Parasitenkunde*, V, 1933, p. 591.

Sphaerita trichomonadis H. B. Crouch. *Olpidiaceæ*. *Trichomonas wenrichi* (Flagell.). Etats-Unis. *Journ. of paras.*, XIX, 1933, p. 299.

M. L.

Phycomycètes

Stachylina Léger et Gauthier. *Harpellaceæ*. Espèce type : *S. longa* Léger et Gauthier. *C. R. Acad. sc.*, CXCIV, 1932, p. 2262.

Stachylina longa Léger et Gauthier. *Harpellaceæ*. Intestin. Larves de Chironomides. (*Diamesa*, *Cricolopus*, *Tanytarsus*, etc.). Torrents des Alpes françaises. *C. R. Acad. sc.*, CXCIV, 1932, p. 2262.

Stachylina macrospora Léger et Gauthier. *Harpellaceæ*. Intestin. Larves de Chironomides (*Diamesa*). Torrents des Alpes françaises. *C. R. Acad. sc.*, CXCIV, 1932, p. 2262.

Opuntiella Léger et Gauthier. *Harpellaceæ*. Espèce type : *O. digitata* Léger et Gauthier. *C. R. Acad. sc.*, CXCIV, 1932, p. 2262.

Opuntiella digitata Léger et Gauthier. *Harpellaceæ*. Intestin. Larves de *Trissocladius*. Monts du Vercors. *C. R. Acad. sc.*, CXCIV, 1932, p. 2263.

Stipella Léger et Gauthier. *Genistellaceæ* (nov. fam.). Espèce type : *S. vigilans* Léger et Gauthier. *C. R. Acad. sc.*, CXCIV, 1932, p. 2263.

Stipella vigilans Léger et Gauthier. *Genistellaceæ*. Intestin. Larves de *Simulium*. Alpes françaises. *C. R. Acad. sc.*, CXCIV, 1932, p. 2263.

Genistella Léger et Gauthier. *Genistellaceæ* (nov. fam.). Espèce type : *G. ramosa* Léger et Gauthier. *C. R. Acad. sc.*, CXCIV, 1932, p. 2264.

Genistella ramosa Léger et Gauthier. *Genistellaceæ*. Intestin. *Baſis rhodani* Pict. (Dipt.). Torrents des Alpes françaises. *C. R. Acad. sc.*, CXCIV, 1932, p. 2264.

Orphella Léger et Gauthier. *Genistellaceæ* (nov. fam.). Espèce type : *O. coronata* Léger et Gauthier. *C. R. Acad. sc.*, CXCIV, 1932, p. 2264.

Orphella coronata Léger et Gauthier. *Genistellaceæ*. Intestin. Larves de *Protonemura humeralis* Pict. (Dipt.). Torrents des Alpes françaises. *C. R. Acad. sc.*, CXCIV, 1932, p. 2264.

M. L.

Ascomycètes

Endomycopsis Dekker. *Endomycetaceæ*. Espèce type : *E. vernalis* (Ludwig) Dekker (= *Endomyces vernalis* Ludwig). *Verhandl. der K. Akad. van Wetenschappen*, Amsterdam. Afd. natuurk. (tweede sectie), XXVII, 1931, p. 264.

Sabouraudites (Aleurocloster) urenae Ochoterena. *Gymnoascaceæ*. Cuir chevelu. Homme. Mexique. *Rev. mexicana de biol.*, 1924.

Saccharomyces sternoni Sartory, Sternon et Meyer. *Saccharomycetaceæ*. Pied. Homme. Strasbourg. *Bull. Acad. méd.*, CVII, 1932, p. 120.

Microascus (Scopulariopsis) trigonosporus Emmons et Dodge. *Aspergillaceæ*. Peau. Homme. Porto Rico. *Mycologia*, XXIII, 1931, p. 313.

Saccharomyces jadini Sartory, Weil et Meyer. *Saccharomycetaceæ*. Ostéite. Femme. Strasbourg. *C. R. Acad. sc.*, CXCIV, 1932, p. 1688-1690.

M. L.

Rhizopodes

Endamoeba beaumonti H. Kirby. *Amoebidae*. Intestin. *Amilermes beaumonti* Banks, Panama ; *A. coachella* Light, *A. minimus* Light, *A. wheeleri* Light, Californie ; *A. medius* Banks, Panama (Orthopt.). *Parasitology*, XXIV, 1932, p. 294.

M. L.

Sporozoaires

Eimeria nuttalli Yakimoff et Matikaschwili. *Eimeridæ*. Intestin. *Procyon* (*Notocyon*) *lotor* (Mamm.). Localité non indiquée. *Parasitology*, XXIV, 1933, p. 574.

Eimeria elegans Yakimoff, Gousseff et Rastegaïeff. *Eimeridæ*. Intestin. *Gazella subgutturosa* (Mamm.). Turkestan. *Ztschr. f. Parasitenkunde*, V, 1932, p. 89.

Plasmodium knowlesi Sinton et Mulligan. *Plasmodidæ*. Sang. *Silenus irus*. (Mamm.). Malaisie. *Rec. malaria Survey India*, III, 1932, p. 379.

Eimeria melis Kotlan et Pospech. *Eimeridæ*. Intestin. *Meles taxus* (Mamm.). Jardin zoologique de Budapest. *Parasitology*, XXV, 1933, p. 103.

Haemogregarina chamaeleonis Franchini. *Hæmogregarinidæ*. Sang. *Chamaeleon vulgaris* (Rept.). Tripolitaine. *Arch. ital. sc. med. colon.*, XIV, 1933, p. 201.

Isospora henryi Yakimoff et Matikaschwili. *Eimeridæ*. Intestin. *Bubo bubo* (Ois.). Russie. *Bull. Soc. pathol. exot.*, XXV, 1932, p. 1046.

Haemogregarina mugili Carini. *Hæmogregarinidæ*. Sang. *Mugil brasiliensis* (Poiss.). Brésil, Guarujá (Etat de Santos). *7a Reunion Soc. argentina patol. region. Norte, Tucuman, 1931*, Buenos Aires, 1932, p. 920.

Isospora ameivæ Carini. *Eimeridæ*. Intestin. *Ameiva ameivæ* (Rept.). Brésil Salto de Itu. *7a Reunion Soc. argentina patol. region. Norte, Tucuman, 1931*, Buenos Aires, 1932, p. 921.

Eimeria pintoï Carini. *Eimeridæ*. Intestin. *Caïman* (Rept.). Etat de St-Paul (Brésil). *7a Reunion Soc. argentina patol. region. Norte, Tucuman, 1931*, Buenos Aires, 1932, p. 922.

M. L.

Flagellés

Herpetomonas zonuri Fantham. *Trypanosomidæ*. Rectum et cloaque. *Zonurus cordylus cordylus* (Rept.). Le Cap. *South african journ. of sc.*, XXVIII, 1931, p. 323.

Trichonympha collaris H. Kirby. *Trichonymphidæ*. Intestin. *Termopsis angusticollis* Hagen, *T. nevadensis* Hagen (Orthopt.). Californie. *Univ. Calif. publ. in zool.*, XXXVII, 1932, p. 443.

Trichonympha tabogæ H. Kirby. *Trichonymphidæ*. Intestin. *Kaloterme* (*Kaloterme*) *tabogæ* Snyder (Orthopt.). Panama. *Univ. Calif. publ. in zool.*, XXXVII, 1932, p. 446.

Trichonympha quasilli H. Kirby. *Trichonymphidæ*. Intestin. *Kaloterme* (*Kaloterme*) *snyderi* Light (Orthopt.). Costa Rica. *Univ. Calif. publ. in zool.*, XXXVII, 1932, p. 446.

Trichonympha subquasilli H. Kirby. *Trichonymphidæ*. Intestin. *Kaloterme* (*Kaloterme*) *clevelandi* Snyder (Orthopt.). Panama. *Univ. Calif. publ. in zool.*, XXXVII, 1932, p. 446.

Trichonympha lighti H. Kirby. *Trichonymphidæ*. Intestin. *Kaloterme* (*Kaloterme*) *emersoni* Light (Orthopt.). Mexico. *Univ. Calif. publ. in zool.*, XXXVII, 1932, p. 447.

Trichonympha saepiculæ H. Kirby. *Trichonymphidæ*. Intestin. *Kaloterme* (*Rugiterme*) *kirbyi* Snyder, K. (R.) *panamæ* Snyder (Orthopt.). Panama. *Univ. Calif. publ. in zool.*, XXXVII, 1932, p. 447.

Hexamita gigas Ann Bishop. *Hexamitidæ*. Intestin. *Hæmopsis sanguisuga* (Annél.). Angleterre. *Parasitology*, XXV, 1933, p. 163.

Trichomonas wenrichi H. B. Crouch. *Trichomonadidæ*. Cæcum. *Marmota monax* (Mamm.). Etats-Unis. *Journ. of paras.*, XIX, 1933, p. 293.

Trichomonas digranula H. B. Crouch. *Trichomonadidæ*. Cæcum. *Marmota monax* (Mamm.). Etats-Unis. *Journ. of paras.*, XIX, 1933, p. 296.

Trichomonas marmotæ H. B. Crouch. *Trichomonadidæ*. Cæcum. *Marmota monax* (Mamm.). Etats-Unis. *Journ. of paras.*, XIX, 1933, p. 297.

Trichomonas cryptonucleata H. B. Crouch. *Trichomonadidæ*. Cæcum. *Marmota monax* (Mamm.). Etats-Unis. *Journ. of paras.*, XIX, 1933, p. 297.

Trimitus parvus. Grassé. *Trichomonadidæ*. Intestin. *Rana temporaria*, *Bufo vulgaris* (Batr.). France. *C. R. Soc. biol.*, CXI, 1932, p. 843.

Polymastix weinrichi Q. M. Geiman. *Trichomonadidæ*. Intestin. Larves de *Tipula abdominalis* (Dipt.). Ruisseaux des environs de Philadelphie, de New Jersey et de Floride. *8th Annual meeting amer. soc. of parasitologists*, dec. 1932, *Journ. of paras.*, XIX, 1932, p. 173.

Hexamitus lateralis Q. M. Geiman. *Hexamitidæ*. Nom. nov. pro *H. intestinalis* Mackinnon. *8th Annual meeting amer. soc. of parasitologists*, dec. 1932, *Journ. of paras.*, XIX, 1932, p. 173.

Trichomonas lighti H. Kirby. *Trichomonadidæ*. Intestin. *Amitermes emersoni* Light, Californie; *A. beaumonti* Banks, Panama; *A. coachellæ* Light, *A. minimus* Light, *A. silvestrianus* Light, *A. wheeleri* Desneux, Californie. (Orthopt.). *Parasitology*, XXIV, 1932, p. 289.

Chilomastix minuta H. Kirby. *Chilomastigidæ*. Intestin. *Amitermes beaumonti* Banks (Orthopt.). Panama. *Parasitology*, XXIV, 1932, p. 292.

Embadomonas termitis H. Kirby. *Embadomonadidæ*. Intestin. *Amitermes beaumonti* Banks (Orthopt.). Panama. *Parasitology*, XXIV, 1932, p. 293.

Retortamonas caudacus Q. M. Geiman. *Trichomonadidæ*. Intestin. Larves de *Gyrinus* sp. Rivière Coonamesset, Cap Cod, Etats-Unis. *Trans. amer. micr. soc.*, LI, 1932, p. 223.

M. L.

Ellobiopsis elongata A. Steuer. *Ellobiopsidæ*. Surface de la carapace. *Ctenocalanus vanus* (Crust.). 50° Sud, 35° Ouest. Atlantique Sud, 50-100 m. prof. *Note dell'Istit. ital. german. di biol. marina di Rovigno d'Istria*, n° 5, 1932, p. 3.

R.-Ph. DOLLFUS.

Infusoires

Nyctotherus silvestrianus H. Kirby. *Bursaridæ*. Intestin. *Amitermes silvestrianus* Light, *A. minimus*, Light, *A. emersoni* Light (Orthopt.). Californie. *Parasitology*, XXIV, 1932, p. 295.

Protoopalina viridis Fantham. *Opalinidæ*. Rectum et poche cæcale. *Bufo carens* (Batr.). Johannesburg. Houghton Estate (Afrique du sud). *South african journ. of sc.*, XXVIII, 1931, p. 326.

Protoopalina gariepensis Fantham. *Opalinidæ*. Poches cæcales. *Bufo gariepensis* (Batr.). Postmasburg et Witsands, province du Cap. *South african journ. of sc.*, XXVIII, 1931, p. 328.

Protoopalina fasciata Fantham. *Opalinidæ*. Rectum et poche cæcale. *Rana fasciata* (Batr.). Amanzimtoti, Natal (Afrique du sud). *South african journ. of sc.*, XXVIII, 1931, p. 330.

Protoopalina helophrynes Fantham. *Opalinidæ*. Intestin. Têtards d'*Heleophryne rosei* (Batr.). Kirstenbosch, Le Cap. *South african journ. of sc.*, XXVIII, 1931, p. 330.

Bütschliella bovis Jirovec. Holotriches. Panse. Bœufs. Breclava (Tchécoslovaquie). *Ztschr. f. Parasitenkunde*, V, 1933, p. 585.

Holophryozoon bovis Jirovec. *Holophryidæ*. Panse. Bœuf. Breclava (Tchécoslovaquie). *Ztschr. f. Parasitenkunde*, V, 1933, p. 586.

Dasytricha bovis Jirovec. Holotriches. Panse. Bœuf. Breclava (Tchécoslovaquie). *Ztschr. f. Parasitenkunde*, V, 1933, p. 588.

Dasytricha elongatum Jirovec. Holotriches. Panse. Bœuf. Breclava (Tchécoslovaquie). *Ztschr. f. Parasitenkunde*, V, 1933, p. 589.

M. LANGERON.

Trématodes

Cephalogonimus magnus B. B. Sinha. *Cephalogonimidæ*. Intestin. *Trionyx gangeticus* (Rept.). Lucknow (Inde). *Indian Science Congress*, 20 th. annual meeting. *Abstracts. Section of Zoology*, 1933, p. 3.

R.-Ph. DOLLFUS.

Tremarhynchus G. S. Thapar. *Spirorchidæ*. Espèce type : *T. dinicus* G. S. Thapar. *Journ. helminthology*, XI, 1933, p. 163.

Tremarhynchus indicus G. S. Thapar. *Spirorchidæ*. Vaisseaux sanguins. *Trionyx gangeticus* (Rept.). Nord de l'Inde. *Journ. helminthology*, XI, 1933, p. 163.

Haematolæchus kernensis Ingles. *Plagiorchidæ*. Poumons. *Rana aurora draytonii* (Batr.). Californie. *Univ. California Publ. in Zool.*, XXXVII, 1932, p. 189.

Haematolæchus oxyorchis Ingles. *Plagiorchidæ*. Poumons. *Rana aurora draytonii* (Batr.). Californie. *Univ. California Publ. in Zool.*, XXXVII, 1932, p. 189.

Haematochælus confusus Ingles. *Plagiorchidæ*. Poumons. *Rana aurora draytonii* (Batr.). Californie. *Univ. California Publ. in Zool.*, XXXVII, 1932, p. 189.

Haematochælus tumidus Ingles. *Plagiorchidæ*. Poumons. *Rana aurora draytonii* (Batr.). Californie. *Univ. California Publ. in Zool.*, XXXVII, 1932, p. 189.

Cephalogonimus brevicirrus Ingles. *Cephalogonimidæ*. Intestin. *Rana aurora draytonii* (Batr.). Californie. *Univ. California Publ. in Zool.*, XXXVII, 1932, p. 203.

Echinostomum govindum Moghe. *Echinostomidæ*. Cæcums. *Philomachus pugnax* (Ois.). Nagpur (Inde). *Parasitology*, XXIV, 1932, p. 54.

Paramonostomum microstomum Moghe. *Notocotylidæ*. Intestin grêle. *Philomachus pugnax* (Ois.). Nagpur (Inde). *Parasitology*, XXIV, 1932, p. 56.

Himasthla muehlensi Vogel. *Echinostomidæ*. Allemand ayant vécu 6 ans en Amérique. *Zentralbl. f. Bakter.*, CXXVII, 1933, p. 385.

Cercaria palustris R. G. Chatterji. Cereaire d'échinostome. *Indio-planorbis exustus*, occasionnellement *Limnæa acuminata* (Gastér.). Allahabad (Inde). *Bull. acad. sc. U. P. Allahabad*, II, 1933, p. 193.

M. NEVEU-LEMAIRE.

Cestodes

Raillietina perplexa L. N. Johri. *Davaineidæ*. Intestin. *Columba intermedia* (Ois.). Lucknow (Inde). *Zoolog. Anzeiger*, CIII, 1933, p. 91.

R.-Ph. DOLLFUS.

Amœbotaenia fuhrmanni Shen Tseng. *Dilepididæ*. Intestin. *Gallinago* sp. (Ois.). Nankin (Chine). *Parasitology*, XXIV, 1932, p. 90.

Amœbotaenia pekinensis Shen Tseng. *Dilepididæ*. Intestin. *Charadrius veredus* (Ois.). Pékin (Chine). *Parasitology*, XXIV, 1932, p. 92.

Monopylidium guiarti Shen Tseng. *Dilepididæ*. Intestin. *Aegialitis minor*, *A. curonica* (Ois.). Pékin (Chine). *Parasitology*, XXIV, 1932, p. 102.

Choanotaenia joyeuxi Shen Tseng. *Dilepididæ*. Intestin. *Sceloporus rusticola* (Ois.). Pékin (Chine). *Parasitology*, XXIV, 1932, p. 105.

M. NEVEU-LEMAIRE.

Nématodes

Ascaridia pintoï L. Travassos. *Heterakidæ*. Intestin grêle. *Rynchotus rufescens* (Ois.). Rio Grande do Sul (Brésil). *C. R. soc. biol.*, CXII, 1933, p. 1475.

Oswaldofilaria L. Travassos. *Filariidæ*. Espèce type : *O. bacillaris* (Molin 1858) (= *Filaria bacillaris* Molin 1858). *C. R. soc. biol.*, CXII, 1933, p. 218.

Micropleura vazi L. Travassos. *Filariidæ*. Cavité abdominale. *Caiman sclerops* (Rept.). Amérique du Sud. *C. R. soc. biol.*, CXII, 1933, p. 219.

Vestibulosestaria Vogel et Gabaldon. *Filariidæ*. Espèce type : *V. patersoni* (Mazza 1928) (= *Filaria patersoni* Mazza 1928). *Zentralbl. Bakt. Paras.*, CXXVI, 1932, p. 119.

Filaroides cebi O. Gebauer. *Metastrongylidæ*. Petites bronches. *Cebus macrocephalus*, *Cebus* sp. (Mamm.). Brésil. *Zeitschr. f. Parasit.*, V, 1933, p. 726.

Gongylonema microzubernaculum O. Gebauer. *Spiruridæ*. Œsophage et moyennes bronches. *Silenus rhesus* (Mamm.). Inde. *Zeitschr. f. Parasit.*, V, 1933, p. 730.

Howardula phyllotretæ J. N. Oldham. *Rhabditidæ*. Cavité du corps, genre *Phyllotreta* (Coléopt.). Angleterre et Allemagne. *Journ. helminthology*, XI, 1933, p. 119.

Setaria thwaitæi Mönning. *Filariidæ*. Cavité péritonéale. « Sable antelope », *Hippotragus equinus gambianus*, *Kobus defassa unctuosus* (Mamm.). Afrique du Sud. *Journ. South Afr. veter. Med. Assoc.*, IV, 1933, p. 21.

Citellinema orientale Schulz. *Trichostrongylidæ*. Intestin grêle. *Eutamias asiaticus orientalis* (Mamm.). Russie extrême-orientale. *Zool. Anz.*, CII, 1933, p. 74.

Litomosa wite Krepkogorskaja. *Filariidæ*. *Rhombomys opimus* (Mamm.). Kasakstan. *Zool. Anz.*, CII, 1933, p. 87.

Kutassicaulus Skrjabin. *Metastrongylidæ*. Espèce type : *K. andreewoi* Skrjabin. *Ann. paras.*, XI, 1933, p. 363.

Kutassicaulus andreewoi Skrjabin. *Metastrongylidæ*. Petites bronches et vaisseaux sanguins du foie. *Phoca hispida* (Mamm.), Mer d'Okhotsk ; *P. foetida* (Mamm.), Mer Blanche. *Ann. paras.*, XI, 1933, p. 360.

Capillaria polonica Lukasiak et Strankowski. Vessie urinaire. *Mus norvegicus* (Mamm.). Pologne. *Ann. Paras.*, XI, 1933, p. 366.

Polydelphis mucronata A. Panaglia. *Ascaridæ*. Intestin. *Pylhon reticulatus* (Rept.). Jardin zoologique de Rome. *Ann. di med. nav. e coloniale*, XXXIX, 1933, p. 76.

Strongyloides myopotami Artigas et Pacheco. *Rhabditidæ*. Muqueuse intestinale. *Myopotamus coipus* (Mamm.). São Paulo (Brésil). *C. R. soc. biol.*, CXII, 1933, p. 406.

Enterobius callithricis S. G. Solomon. *Oxyuridæ*. Cæcum et gros intestin. *Callithrix jacchus* (Mamm.). Jardin zoologique de Londres. *Journ. of helminthology*, XI, 1933, p. 95.

Breinlia dendrolagi S. G. Solomon. *Filariidæ*. Cavité péritonéale. *Dendrolagus inustus* (Mamm.). Nouvelle Guinée (mort au Jardin zoologique de Londres). *Journ. of helminthology*, XI, 1933, p. 101.

Macdonaldius R. K. Khanna. *Filariidæ*. Espèce type : *M. seetai* R. K. Khanna. *Journ. of helminthology*, XI, 1933, p. 105.

Macdonaldius seetai R. K. Khanna. *Filariidæ*. Veine porte. *Coluber melanoleucus* (Rept.). Amérique du Nord. *Journ. of helminthology*, XI, 1933, p. 105.

Rhabdias annulosa H. F. Hsü. *Rhabditidæ*. Poumon. *Zaoecys dhumnades* (Rept.). Nankin (Chine). *Parasitology*, XXIV, 1933, p. 512.

Pingus H. F. Hsü. *Pingidæ* n. f. Espèce type : *P. sinensis* H. F. Hsü. *Parasitology*, XXIV, 1933, p. 519.

Pingus sinensis H. F. Hsü *Pingidæ* n. f. Cæcum. *Ophiocephalus argus* (Poiss.). Nankin et Peipin (Chine). *Parasitology*, XXIV, 1933, p. 519.

Omeia H. F. Hsü. *Thelaziidæ*. Espèce type : *O. hoepllii* H. F. Hsü. *Parasitology*, XXIV, 1933, p. 520.

Omeia hoepllii H. F. Hsü. *Thelaziidæ*. Estomac et intestin. *Rana tibetana* (Batr.). Monts Omei et Tsingcheng, Szechuan (Chine). *Parasitology*, XXIV, 1933, p. 521.

Thelazia chungkingensis H. F. Hsü. *Thelaziidæ*. Sous la membrane nictitante. *Chibia hottentota brevirostris* (Ois.). Chungking, Szechuan (Chine). *Parasitology*, XXIV, 1933, p. 522.

Oxyspirura kaitingensis H. F. Hsü. *Thelaziidæ*. Sous la membrane nictitante. *Lanius tigrinus* (Ois.). Kaiting, Szechuan (Chine). *Parasitology*, XXIV, 1933, p. 524.

Oxyspirura peipingensis H. F. Hsü. *Thelaziidæ*. Sous la membrane nictitante. *Planesticus naumanni* (Ois.). Peiping (Chine). *Parasitology*, XXIV, 1933, p. 525.

Oxyspirura tsingchengensis H. F. Hsü. *Thelaziidæ*. Sous la membrane nictitante. *Microscelis leucocephalus* (Ois.). Mont Tsingcheng, Szechuan (Chine). *Parasitology*, XXIV, 1933 p. 527.

Bronchonema H. O. Mönnig. *Metastrongylidæ*. Espèce type : *B. magna* H. O. Mönnig. 18th Rep. Dir. veter. serv. Onderstepoort, Pretoria, 1932, I, p. 155.

Bronchonema magna H. O. Mönnig. *Metastrongylidæ*. Bronches. *Damaliscus albifrons* (Mamm.). Onderstepoort. 18th Rep. Dir. veter. serv. Onderstepoort, Pretoria, 1932, I, p. 155.

Trichostrongylus minor H. O. Mönnig. *Trichostrongylidæ*. Caillette. *Damaliscus albifrons* (Mamm.). Onderstepoort. 18th Rep. Dir. veter. serv. Onderstepoort, Pretoria, 1932, I, p. 160.

Ostertagia hamata H. O. Mönnig. *Trichostrongylidæ*. Caillette. *Antilocapra americana* (Mamm.). Jardin zool. Pretoria. 18th Rep. Dir. veter. serv. Onderstepoort, Pretoria, 1932, I, p. 162.

Skrjabinema africana H. O. Mönnig. *Oxyuridæ*. Gros intestin. *Rhaphiceros campestris* (Mamm.). Swaziland (Afrique du Sud). 18th Rep. Dir. veter. serv. Onderstepoort, Pretoria, 1932, I, p. 165.

Skrjabinema alata H. O. Mönnig. *Oxyuridæ*. Colon. *Ovis aries* (Mamm.). Afrique du Sud. 18th Rep. Dir. veter. serv. Onderstepoort, Pretoria, 1932, I, p. 166.

Cooperia hungi H. O. Mönnig. (— *C. fulleborni hungi* H. O. Mönnig 1931). *Trichostrongylidæ*. Intestin. *Cobus ellipsiprymnus* (Mamm.). Afrique du Sud. 18th Rep. Dir. veter. serv. Onderstepoort, Pretoria, 1932, I, p. 169.

Syngamus indicus H. O. Mönnig. *Syngamidæ*. Pharynx. *Elephas indicus* (Mamm.). Afrique du Sud (récemment importé des Indes). 18th Rep. Dir. veter. serv. Onderstepoort, Pretoria, 1932, I, p. 173.

Tetrameres paradisica R. J. Ortlepp. *Tetrameridæ*. Proventricule. *Tetrapteryx paradisica* (Ois.). Province du Cap. 18th Rep. Dir. veter. serv. Onderstepoort, Pretoria, 1932, p. 177.

Anoplostrongylus alatus R. J. Ortlepp. *Trichostrongylidæ*. Intestin. *Miniopiterus natalensis* (Mamm.). Grotte Irene. (Pretoria). 18th Rep. Dir. veter. serv. Onderstepoort, Pretoria, 1932, I, p. 183.

Strongylacantha pretoriensis R. J. Ortlepp. *Ancylostomidae*. Intestin. *Rhinolophus zuluensis* (Mamm.). Grottes Delmas et Irene (Pretoria). 18th Rep. Dir. veter. serv. Onderstepoort, Pretoria, 1932, I, p. 186.

Physaloptera bedfordi R. J. Ortlepp. *Physalopteridae*. Estomac. *Rhinolophus zuluensis* (Mamm.). Grotte Irene (Pretoria). 18th Dir. veter. serv. Onderstepoort, Pretoria, 1932, I, p. 191.

Litomosa chiropterorum R. J. Ortlepp. *Filariidae*. Cavité abdominale. *Miniopterus natalensis* (Mamm.). Grotte Irene (Pretoria). 8th Rep. Dir. veter. serv. Onderstepoort, Pretoria, 1932, I, p. 193.

Æsophagostomum (Ihleia) Travassos et Vogelsang. *Strongylidae*. Espèce type : *O. (Ihleia) stephanostomum* Stossich 1904. Mem. Inst. Oswaldo Cruz, XXVI, 1932, p. 293.

Æsophagostomum (Conoweberia) railletii Travassos et Vogelsang. *Strongylidae*. Gros intestin. *Hylobates hooleck* (Mamm.). Jardin zoologique Hagenbeck, Hambourg. Mem. Inst. Oswaldo Cruz, XXVI, 1932, p. 293.

Schrankia larvata Z. Vaz. *Oxyuridae*. Gros intestin. *Leptodactylus pentadactylus* (Rept.). Etats de São Paulo et de Minas Geraes (Brésil). Rev. medico-cirurgica do Brasil, XLI, 1933, p. 5.

Ascaridia sergiomeirai C. Pereira. *Heterakidae*. Intestin grêle. *Brotogeris tui*, *Psittacula passerina* (Ois.). Brésil. Rev. medico-cirurgica do Brasil, XLI, 1933, p. 8.

Diplotrriaena microphallos Hsi-Chieh Li. *Filariidae*. Mésentère. *Anas boschas* (Ois.). Peipin (Chine). *Parasitology*, XXV, 1933, p. 200.

Diplotrriaena cantonensis Hsi-Chieh Li. *Filariidae*. Cavité du corps. *Otocompsa jocosa* *jocosa* (Ois.). Canton (Chine). *Parasitology*, XXV, 1933, p. 202.

Onchocerca bambusicolae Hsi-Chieh Li. *Filariidae*. Cavité du corps. *Bambusicola thoracica* (Ois.). Peipin (Chine). *Parasitology*, XXV, 1933, p. 203.

Pseudaproctæ decorata Hsi-Chieh Li. *Filariidae*. Cavité thoracique. *Corvus corax* (Ois.). Probablement mésentère. *Pica caudata* (Ois.). Peipin (Chine). *Parasitology*, XXV, 1933, p. 207.

Chandlerella sinensis Hsi-Chieh Li. *Filariidae*. Poumon. *Corvus sinensis* (Ois.). Trachée. *Urocissa sinensis* (Ois.). Peipin (Chine). *Parasitology*, XXV, 1933, p. 209.

Trichostrongylus hamatus Daubney. *Trichostrongylidae*. Caillette. *Ovis aries* (Mamm.). Kenya (Afrique orientale). *Parasitology*, XXV, 1933, p. 228.

Cooperioides Daubney *Trichostrongylidae*. Espèce type : *C. kenyensis* Daubney. *Parasitology*, XXV, 1933, p. 234.

Cooperioides kenyensis Daubney. *Trichostrongylidae*. Caillette. *Ovis aries* (Mamm.). Kenya (Afrique orientale). *Parasitology*, XXV, 1933, p. 234.

Ostertagia pinnata Daubney. *Trichostrongylidae*. Caillette. *Ovis aries* (Mamm.). Kenya (Afrique orientale). *Parasitology*, XXV, 1933, p. 236.

Cyclodontostomum A. R. D. Adams. *Ancylostomidae*. Espèce type : *C. purvisi* A. R. D. Adams. Ann. trop. med. and paras., XXVII, 1933, p. 8.

Cyclodontostomum purvisi A. R. D. Adams. *Ancylostomidae*. Gros intestin. Rat. Etats Malais. Ann. trop. med. and paras., XXVII, 1933, p. 8.

Labiatofilaria A. R. D. Adams. *Filariidae*. Espèce type : *L. lringe*. A. R. D. Adams. Ann. trop. med. and paras., XXVII, 1933, p. 11.

Labiatofilaria tringae A. R. D. Adams. *Filariidæ*. Cavité péritonéale. *Tringa* sp. (Ois.). Jardin zoologique d'Edimbourg. *Ann. trop. med. and paras.*, XXVII, 1933, p. 11.

Parapharyngodon R. C. Chatterji. *Oxyuridæ*. Espèce type : *P. maplestoni* R. C. Chatterji. *Ann. trop. med. and paras.*, XXVII, 1933, p. 131.

Parapharyngodon maplestoni R. C. Chatterji. *Oxyuridæ*. Intestin. *Calotes versicolor* (Rept.). Rangoon. *Ann. trop. med. and paras.* XXVII, 1933, p. 131.

Pharyngodon armatus Walton. *Oxyuridæ*. Intestin. *Rana pipiens*, *R. clamitans* (Batr.). Etats-Unis. *Proc. U. S. Nat. Mus.*, LXXXII, 1933, p. 1.

Oxysomatium punctatum Walton. *Oxyuridæ*. Intestin. *Rana villigera* (Batr.). Etats-Unis. *Proc. U. S. Nat. Mus.*, LXXXII, 1933, p. 3.

Osleroides Orloff, Davtian et Lubimoff. *Pseudaliidæ*. Espèce type : *O. felis* (Vogel 1928). In Skrjabin. *Bull. soc. zool. France*, LVIII, 1933, p. 88.

Trichostrongylus longispicularis Mc L. Gordon. *Trichostrongylidæ*. Intestin grêle. *Ovis aries* (Mamm.). Australie. *The Australian veter. journ.*, IX, 1933, p. 35.

Rictularia scalopis A. L. Goodrich. *Spiruridæ*. Intestin grêle. *Scalops aquaticus* (Mamm.). Manhattan, Kansas. *Trans. amer. microscop. soc.*, LI, 1932, p. 216.

Thynnascaris R. Ph. Dollfus. *Ascaridæ*. Espèce type : *T. legendrei* R. Ph. Dollfus. *Bull. soc. zool. France*, LVIII, 1933, p. 7.

Thynnascaris legendrei R. Ph. Dollfus. *Ascaridæ*. Estomac. *Germoa-longa* (Poiss.). Concarneau. *Bull. soc. zool. France*, LVIII, 1933, p. 7.

M. N.-L.

Acanthocéphales

Neoechinorhynchus octonucleatus M. A. Tubangui. *Neoechinorhynchidæ*. Intestin grêle. ? *Therapon argenteus* (Poiss.). Los Baños, Laguna (Philippines). *The Philippine journ. sc.*, L, 1933, p. 116.

Echinorhynchus centropusi M. A. Tubangui. *Echinorhynchidæ*. Intestin grêle. *Centropus viridis*, *Dasylophus superciliosus* ? (Ois.). Novaliches, Rizal, Los Baños, Laguna (Philippines). *The Philippine journ. sc.*, L, 1933, p. 118.

Prosthorhynchus limnobæni M. A. Tubangui. *Echinorhynchidæ*. Intestin. *Limnobæus fuscus* (Ois.). Novaliches, Rizal (Philippines). *The Philippine journ. sc.*, L, 1933, p. 119.

Centrorhynchus insularis M. A. Tubangui. *Centrorhynchidæ*. Intestin. *Haliastur intermedius*, *Butastur indicus*, *Spilornis bacha* (Ois.). Iriga, Novaliches, Rizal, etc. (Philippines). *The Philippine journ. sc.*, L, 1933, p. 120.

Empodius turnixena M. A. Tubangui. *Centrorhynchidæ*. Intestin. *Turnix ocellata* (Ois.). Novaliches, Rizal (Philippines). *The Philippine journ. sc.*, L, 1933, p. 122.

M. N.-L.

Hirudinées

Placobdella roszkowskii A. Oka. *Glossiphoniidæ*. Environs de Tiflis. *Ann. Mus. zool. polonici*, IX, 1932, p. 322.

Placobdella striata A. Oka. *Glossiphoniidæ*. Brésil. *Ann. Mus. zool. polonici*, IX, 1932, p. 323.

Janusion W. H. Leigh-Sharpe. Espèce type : *J. scorpii*. (Malm 1860). (= *Platybdella scorpii* Malm 1860). *Parasitology*, XXV, 1933, p. 256.

Branchellion borealis W. H. Leigh-Sharpe. *Ichthyobdellidæ*. Peau. *Raia clavata* (Poiss.). 3 milles 1/2 sud-ouest de Stoke Point près Plymouth. *Parasitology*, XXV, 1932, p. 258.

M. N.-L.

Copépodes

Chondracanthodes deflexus Ch. Br. Wilson *Chondracanthidæ*. Branchies. *Macrourus bairdi* (Poiss.). Sud-est de Marthas Vineyard (Mass.). *U. S. Nat. Mus. Bull.*, 158, 1932, p. 506.

Chondracanthopsis Ch. Br. Wilson. *Chondracanthidæ*. Espèce type : *C. nodosus* (O. F. Müller 1779) (= *Lernæa nodosa* O. F. Müller 1779). *U. S. Nat. Mus. Bull.*, 158, 1932, p. 508.

Paeon elongatus Ch. Br. Wilson. *Sphyrriidæ*. Cavité branchiale. *Carcharhinus milberti* et *C. obscurus*. (Poiss.). *U. S. Nat. Mus. Bull.*, 158, 1932, p. 524.

Pestalichomolgus Ch. Br. Wilson. *Lichomolgidæ*. *Nom. nov. pro Pseudolichomolgus* Pesta 1909 [préemployé : *Pseudolichomolgus* Thompson et Scott 1898]. *U. S. Nat. Mus. Bull.*, 158, 1932, p. 587.

Calverocheres Ch. Br. Wilson. *Ascomyzontidæ*. *Nom. nov. pro Echinocheres* Hansen 1902 [préemployé : *Echinocheres* Claus 1889]. *U. S. Nat. Mus. Bull.*, 158, 1932, p. 595.

Thespesiopsyllus Ch. Br. Wilson. *Monstrillidæ*. *Nom. nov. pro Thaumatopsyllus* Sars [préemployé : *Thaumatopsyllus* Th. Scott 1694 = *Aegisthus* Giesbrecht 1891]. *U. S. Nat. Mus. Bull.*, 158, 1932, p. 604.

Bomolochus albidus Ch. Br. Wilson. *Bomolochidæ*. Chambre branchiale. *Lophius piscatorius* (Poiss.). Woods Hole (Massachusetts). *U. S. Nat. Mus. Bull.*, 158, 1932, p. 382.

Doropygus laticornis Ch. Br. Wilson. *Doropygidæ*. Cavité branchiale. *Molgula manhattensis* (Tunic.). Woods Hole (Massachusetts). *U. S. Nat. Mus. Bull.*, 158, 1932, p. 388.

Elytrophora atlantica Ch. Br. Wilson. *Euryphoridæ*. Branchie. *Thunnus thynnus* (Poiss.). Woods Hole (Massachusetts). *U. S. Nat. Mus. Bull.*, 158, 1932, p. 417.

Alebian crassus Ch. Br. Wilson. *Euryphoridæ*. Surface du corps. *Sphyrna zyggæna* (Poiss.). Woods Hole (Massachusetts). *U. S. Nat. Mus. Bull.*, 158, 1932, p. 423.

Lernanthropus longipes Ch. Br. Wilson. *Anthosomidæ*. Branchies. *Pogonias chromis* (Poiss.) Aquarium de New-York, mais venant de Wood Holes. (Massachusetts). *U. S. Nat. Mus. Bull.*, 158, 1932, p. 448.

Kroyeria papillipes Ch. Br. Wilson. *Eudactylinidæ*. Branchies. *Sphyma zygaena aleocerdo arcticus* (Poiss.), Marthas Vineyard (Massachusetts). *U. S. Nat. Mus. Bull.*, 158, 1932, p. 454.

Kroyeria Ch. Br. Wilson. *Eudactylinidæ*. Espèce type : *K. nasuta* Ch. Br. Wilson 1932. *U. S. Nat. Mus. Bull.*, 158, 1932, p. 457.

Kroyeria nasuta Ch. Br. Wilson. *Eudactylinidæ*. Spiracles. *Dasybatus marinus* (Poiss.). Woods Hole (Massachusetts). *U. S. Nat. Mus. Bull.*, 158, 1932, p. 457.

Kroyeria elongata Ch. Br. Wilson *Eudactylinidæ*. Branchies. *Galeus glaucus* (Poiss.). Marthas Vineyard (Massachusetts). *U. S. Nat. Mus. Bull.*, 158, 1932, p. 459.

Nemesis pallida Ch. Br. Wilson. *Eudactylinidæ*. Branchies. *Vulpecula marina*, *Carcharhinus milberti*, *Carcharias taurus*, *Galeocerdo arcticus*, *Carcharodon carcharias*, *Carcharinus obscurus* (Poiss.). Marthas Vineyard (Massachusetts). *U. S. Nat. Mus. Bull.*, 158, 1932, p. 465.

Eudactylina spinifera Ch. Br. Wilson. *Eudactylinidæ*. Branchies. *Carcharhinus milberti* (Poiss.). Marthas Vineyard (Massachusetts). *U. S. Nat. Mus. Bull.*, 158, 1932, p. 467.

Eudactylinodes Ch. Br. Wilson. *Eudactylinidæ*. Espèce type : *E. uncinata* (Ch. Br. Wilson 1908) (= *Eudactylina uncinata* Ch. Br. Wilson 1908). *U. S. Nat. Mus. Bull.*, 158, 1932, p. 469.

Eudactylinella Ch. Br. Wilson. *Eudactylinidæ*. Espèce type : *E. alba* Ch. Br. Wilson 1932. *U. S. Nat. Mus. Bull.*, 158, 1932, p. 471.

Eudactylinella alba Ch. Br. Wilson. *Eudactylinidæ*. Branchies. *Dasybatus marinus* (Poiss.). Marthas Vineyard (Massachusetts). *U. S. Nat. Mus. Bull.*, 158, 1932, p. 472.

Acanthochondria exilipes Ch. Br. Wilson. *Chondracanthidæ*. Branchies. *Lopholatilus chamaeleonticeps* (Pois.). Woods Hole (Massachusetts). *U. S. Nat. Mus. Bull.*, 158, 1932, p. 500.

Chondracanthodes Ch. Br. Wilson. *Chondracanthidæ*. Espèce type : *C. deflexus* Ch. Br. Wilson 1932. *U. S. Nat. Mus. Bull.*, 158, 1932, p. 506.

Caligus dieuzeidei Alex. Brian. *Caligidæ*. Surface du corps. *Diplodus sargus* (Poiss.). Castiglione (Algérie). *Bull. travaux publiés par station aquic. et pêche Castiglione*, 1931, (fasc. 2), 1932, p. 48.

Mycophilus rosovula Peter Gray. *Entericolidæ*. Canaux traversant la matrix. *Botryllus (Botrylloides) leachi* (Tonic.). Millport (Angleterre). *Journal of the Marine Biological Assoc. of the Un. Kingdom*, XVIII, 1933, p. 523.

R.-Ph. DOLLFUS.

TABLE DES MATIÈRES PAR NOMS D'AUTEURS

Mémoires originaux	1, 81, 161, 249, 329, 425
BONNET (A.) et TIMON-DAVID (J.). — Contribution à l'étude des acariens plumicoles	442
CARINI (A.). — Sur une nouvelle <i>Zelleriella</i> (<i>Z. falcata</i> n. sp.) de l'intestin d'une grenouille	115
CARINI (A.). — Parasitisme des zellerielles par des microorganismes nouveaux (<i>Brunnptina</i> n. g.)	297
CARINI (A.). — Sur une nouvelle <i>Zelleriella</i> , <i>Z. cornucopia</i> n. sp. du <i>Leptodactylus ocellatus</i>	301
CARINI (A.). — Sur deux nouvelles <i>Eimeria</i> rencontrées dans l'intestin d'un jeune tatou	469
CARINI (A.). — Sur quelques <i>Eimeria</i> rencontrées dans l'intestin de serpents non venimeux du Brésil	472
COOLEY (R. A.). — Observations sur <i>Ixodiphagus caucurtei</i> du Buysson dans l'Ouest des Etats-Unis	22
CORDERO (E. H.). — Sur quelques acanthocéphales de l'Amérique méridionale, I	271
CORDERO (E. H.). — Notes sur les hirudinées. II. <i>Piscicola platense</i> n. sp. d'un poisson sud-américain <i>Hoplias malabaricus</i> (Bloch)..	450
COUTELEN (F.). — Sur la position systématique de <i>Globidium mucosum</i> (R. Blanchard, 1885), parasite du kangourou des rochers, <i>Macropus</i> (<i>Petrogale</i>) <i>penicillatus</i>	1
COUTELEN (F.). — Sur les formes jeunes de <i>Sarcocystis mucosa</i> (Blanchard 1885), parasite des kangourous. Localisation primitive de cette sarcosporidie dans les fibres musculaires lisses de l'intestin	201
COUTELEN (F.) et HOARE (C. A.). — Essai de classification des trypanosomes des mammifères et de l'homme basée sur leurs caractères morphologiques et biologiques	196
CROIZAT (P.) et ROUSSET (J.). — Etude expérimentale des modifications anatomiques consécutives aux inoculations mycosiques ..	26
FROES (H. P.). — Microfilaires vivantes dans le liquide séro-fibrineux d'un épanchement péritonéal, chez un ancien paludéen parasité par <i>Wuchereria bancrofti</i>	20
GALLIARD (H.). — Quelques diptères vulnérants du Gabon	24
GALLIARD (H.). — Répartition des glossines au Gabon occidental..	81

GALLIARD (H.) et LANGERON (M.). — Deux types de larves d' <i>Anopheles</i> nouveaux pour la Corse	93
GEBAUER (O.). — <i>Ostertagia böhmi</i> , Gebauer 1931 et <i>Ostertagia spiculoptera</i> Guschanskaja 1931, sont-ils synonymes ?	467
GNEDINA (M. P.). — Sur un nématode nouveau des oiseaux <i>Skrjabinaura spiralis</i> n. g. n. sp.	180
HOARE (C. A.) et COUTELEN (F.). — Essai de classification des trypanosomes des mammifères et de l'homme basée sur leurs caractères morphologiques et biologiques	196
KAWATSURÉ (S.) et OTA (M.). — Sur l'inoculabilité à l'animal du <i>Trichophyton interdigitale</i> Priestley	206
LANGERON (M.) et GALLIARD (H.). — Deux types de larves d' <i>Anopheles</i> nouveaux pour la Corse	93
LAVIER (G.). — Sur le polymorphisme réel de certains trypanosomes réputés monomorphes	280
LE GAC (P.) et RAYNAL (J.). — Etude sur plusieurs lots de phlébotomes capturés dans différents quartiers de Marseille	249
LUBIMOW (H. P.). — <i>Dromaeostrongylus bicuspis</i> n. g. n. sp. trouvé dans l'intestin de l'autruche émeu au jardin zoologique de Moscou	173
LUKASIAK (J.) et STRANKOWSKI (M.). — <i>Capillaria polonica</i> n. sp. parasite de la vessie urinaire de <i>Mus norvegicus</i> Erxl.	364
MICHAJLOW (W.). — Les stades larvaires de <i>Trienophorus nodulosus</i> Pall. I. Le <i>Coracidium</i>	339
NEVES SAMPAIO. — Contribution à l'étude des dermatomycoses portugaises. Les teignes de Lisbonne	46
NITZULESCU (G. et V.). — Présence de <i>Phlebotomus (Larroussius) macedonicus</i> en Italie	425
ORLOFF (I. W.). — Sur la reconstruction de la systématique du genre <i>Ostertagia</i> , Ransom 1907	96
OTA (M.) et KAWATSURÉ (S.). — Sur l'inoculabilité à l'animal du <i>Trichophyton interdigitale</i> Priestley	206
PENSO (G.). — Nouvelles considérations sur la biologie des oxyures	268
POISSON (R.). — Trois nouvelles espèces de nématodes de la cavité générale d'hémiptères aquatiques	463
RAYNAL (J.) et LE GAC (P.). — Etude sur plusieurs lots de phlébotomes capturés dans différents quartiers de Marseille	249
ROUSSET (J.) et CROIZAT (P.). — Etude expérimentale des modifications anatomiques consécutives aux inoculations mycosiques... ..	26
SAUTET (J.). — La diapause hibernale des larves d' <i>Anopheles bifurcatus</i>	161
SCHWETZ (J.). — Trypanosomes rares de la région de Stanleyville (Congo belge)	287
SIMIĆ (Tsh.). — Le <i>Trichomonas parva</i> Alexeief du rat est-il le même que le <i>Trichomonas intestinalis</i> Leuckart de l'homme	7
SIMIĆ (Tsh.). — L'infection du chien par l' <i>Entamoeba dispar</i> Brumpt	117

SIMIĆ (Tsh.). — L'infection spontanée et expérimentale du chien par l' <i>Entamoeba coli</i>	329
SKRJABIN (K.-I.). — <i>Kutassicaulus</i> n. g., nouveau représentant des nématodes de la sous-famille des <i>Dictyocaulinæ</i> Skrjabin 1933..	359
SOLOMITZINE (I. A.). — <i>Desmana moschata</i> Brandt, hôte intermédiaire d'un <i>Porrocaecum</i> sp.	185
STRANKOWSKI (M.) et LUKASIAK (J.). — <i>Capillaria polonica</i> n. sp. parasite de la vessie urinaire de <i>Mus norvegicus</i> Erxl.	364
STREIGNART. — Un cas de ladrerie révélé par les Rayons X	17
TIMON-DAVID (J.) et BONNET (A.). — Contribution à l'étude des acariens plumicoles	442
TOUMANOFF (C.). — Action des champignons entomophytes sur la pyrale du maïs (<i>Pyrausta nubilalis</i> Hün.)	129
WISNIEWSKI (L. W.). — <i>Acrolichanus similis</i> n. sp. trématode nouveau des salmonidés	188
Revue critique	49, 222, 303, 370, 476
BRUMPT (E.). — Utilisation des larves de certaines mouches pour le traitement de l'ostéomyélite et de diverses affections chirurgicales chroniques	403
HUANG (P. T.) et OTA (M.). — Sur les champignons du genre <i>Pityrosporum</i> Sabouraud	49
KAWATSURÉ (Sh.) et OTA (M.). — Sur le <i>Sabouraudites ruber</i> et ses variétés	476
NEVEU-LEMAIRE (M.). — Les arthropodes hôtes intermédiaires des helminthes parasites de l'homme	222
NEVEU-LEMAIRE (M.). — Les arthropodes hôtes intermédiaires des helminthes parasites de l'homme (<i>suite</i>)	303
NEVEU-LEMAIRE (M.). — Les arthropodes hôtes intermédiaires des helminthes parasites de l'homme (<i>suite et fin</i>)	370
OTA (M.) et HUANG (P. T.). — Sur les champignons du genre <i>Pityrosporum</i> Sabouraud	49
OTA (M.) et KAWATSURÉ (Sh.). — Sur le <i>Sabouraudites ruber</i> et ses variétés	476
Notes et informations	144
RUSZKOWSKI (J. S.). — C. Janicki (1876-1932)	144
Répertoire des espèces et des genres nouveaux , 70 146, 238, 320, 421	502
Table des matières par nom d'auteurs	
Table alphabétique des matières	
Index du répertoire des espèces et des genres nouveaux	
Errata	160, 247

TABLE ALPHABÉTIQUE DES MATIÈRES

A

<i>Acanthocephales</i>	271
<i>Acanthocephalus lutzii</i>	271
Acariens	234
Acariens plumicoles	442
<i>Acrolichanus similis</i>	188
<i>Actinomyces asteroides</i>	35
<i>Aedes</i>	379, 380, 381, 382, 383
Affections chirurgicales (traitement)	403
<i>Aglossa</i>	316, 317
<i>Akis</i>	310
Amérique méridionale	271, 450
<i>Analgesina</i>	444
<i>Anisolabis</i>	307
<i>Anopheles</i> , 93, 386, 387, 388, 389, 390, 391	392
<i>A. bifurcatus</i>	161
Anophélinés	386
Aphaniptères	317
<i>Aphodius</i>	314
Arachnides	234
<i>Argas</i>	235
<i>Armaigeres</i>	384
Arthropodes	222, 303, 370
<i>Asopia</i>	316
<i>Aspergillus favrei</i>	33
<i>A. flavus</i>	133
<i>Astacus</i>	228, 229
<i>Auchmeromyia luteola</i>	25

B

<i>Balbiana</i>	2
<i>Beauveria bassiana</i>	132
<i>B. globulifera</i>	133
<i>Blatta</i>	305
<i>Blattella</i>	306

<i>Blaps</i>	310
<i>Bradynema gerridis</i>	466
<i>B. nepæ</i>	464
<i>B. velia</i>	464
Brésil	115
<i>Brumptina</i>	297
<i>B. brasiliensis</i>	299
<i>B. paulista</i>	300

C

<i>Caccobius</i>	314
<i>Calandra</i>	308, 309
<i>Camelostrongylus</i>	97
<i>Capillaria polonica</i>	364
<i>Centrorhynchus tumidulus</i>	275
<i>Ceratophyllus</i>	318
Cestodes	17, 339
<i>Cetonia</i>	314
Champignons 26, 46, 49, 129, 206	
Champignons entomophytes	129
Chien	117, 329, 476
<i>Chrysops</i>	371, 372
<i>Cimex</i>	307, 308
Cobaye	30
Coléoptères	308
Congo belge	287
Copépodes	223
<i>Coracidium</i>	239
Corse	93
<i>Corynosoma semerme</i>	276
Crustacés	222
<i>Clenocephalus</i>	318
<i>Culex</i>	275, 276, 277, 278, 279
Culicidés	374
Culicinés	375
<i>Culicoides</i>	25, 374
<i>Cyclops</i>	225, 226

D

Décapodes	227
Dermatomycozes	46
<i>Dermestes</i>	315
<i>Desmana moschata</i>	185
Diapause hibernale	161
<i>Diaptomus</i>	224
<i>Dictyocaulinæ</i>	359
<i>Diloboderus</i>	313
Diptères, 24, 81, 93, 161, 249, 370, 403	
Diptères vulnérants	24
<i>Dromæstrongylus bicuspis</i>	173

E

<i>Eimeria</i>	469, 472
<i>E. æsculapi</i>	474
<i>E. cabassusi</i>	470
<i>E. jægeri</i>	473
<i>E. mikanii</i>	474
<i>E. pæcilogyri</i>	475
<i>E. tatusi</i>	469
Emeu	173
<i>Entamoeba coli</i>	329
<i>E. dispar</i>	117
<i>Engystoma ovale</i>	115
<i>Eriocheir</i>	231, 233
Etats-Unis	22

F

Flagellés	7, 196, 280, 287
<i>Fillicollis sphærocephalus</i>	277
<i>Fontaria</i>	237

G

Gabon	24, 81
<i>Globidium mucosum</i>	1
<i>Glossina fusca</i>	81
<i>G. haningtoni</i>	84
<i>G. pallicera</i>	86
<i>G. palpalis</i>	87
<i>G. tabaniformis</i>	83
Glossines	81
Grenouilles	115
<i>Grosspiculagia</i>	106

H

<i>Hæmatopota</i>	371
Hémiptères	307, 463
Hémiptères aquatiques	463
Helminthes	222, 303, 370
<i>Hippocentrum</i>	371
Hirudinées	450
<i>Hoplias malabaricus</i>	450
Hôtes intermédiaires... ..	222, 303, 370

I

Infusoires	115
Inoculations mycosiques	26
Insectes	303
<i>Iulus</i>	236
<i>Ixodiphagus caucurtei</i>	22

J

Janicki C.	144
-----------------	-----

K

Kangourou	1, 201
<i>Kutassicaulus</i>	359
<i>K. andreewoi</i>	360

L

Ladrerie	17
Lapin	28
Larves de mouches	403
Lepidopteres	315
<i>Leptodactylus ocellatus</i>	301
<i>Leptopsylla</i>	319
<i>Lucilia sericata</i>	408

M

<i>Macropus (Petrogale) penicillatus</i> ..	1
Mallophages	304
<i>Mansonia</i>	384, 385
<i>Marshallagia</i>	111
Marseille	249

<i>Mediorhynchus emberizæ</i>	277
<i>Melolontha</i>	311
Microfilaires	20
<i>Miescheria</i>	2
<i>Monilia albicans</i>	28
<i>Mus norvegicus</i>	364
Myiases chirurgicales	403
Myriapodes	236

N

Nématodes, 20, 96, 173, 180, 185, 268, 359, 364, 463	467
Nématocères	372, 425

O

Oiseaux	180
<i>Oligacanthorhynchus spira</i>	277
<i>Ornithodoros</i>	235
Orthoptères	305
Ostéomyélite (traitement)	403
<i>Ostertagia</i>	96, 103
<i>O. böhmi</i>	467
<i>O. spiculoptera</i>	467
Oxyures	268

P

<i>Periplaneta</i>	306
Phlébotomes	249, 255, 260, 425
<i>Phlebotomus (Larrousius) macedonicus</i>	425
<i>P. papatasi</i>	255, 258
<i>P. perniciosus</i>	260, 263
<i>Phyllophaga</i>	312
<i>Piscicola platense</i>	450
<i>Pityrosporum</i>	49
<i>P. ovale</i>	59
Polymorphisme (des trypanosomes)	280
<i>Polymorphus mutabilis</i>	276
<i>Porrocaecum</i>	185
Portugal	46
<i>Potamon</i>	230
Proctophyllodiné	445
<i>Pseudostertagia</i>	112

<i>Pseudothelphusa</i>	231
<i>Pterolichina</i>	443
<i>Pulex</i>	317
Pyrâle du maïs	129
<i>Pyrausta nubilalis</i>	129

R

Rayons X	17
Rhizopodes	117, 329

S

<i>Sabouraudites ruber</i>	477
Salmonidés	188
<i>Sarcocystis</i>	2
<i>S. mucosa</i>	201
Sarcosporidies	2, 201
<i>Scaurus</i>	310
Serpents	472
<i>Sesarma</i>	234
Simulies	24
<i>Simulium</i>	373
<i>Skrjabinura spiralis</i>	180
<i>Spiculoptera</i>	109
Sporozoaires	2, 469, 472
<i>Sterigmatocystis nantæ</i>	34
<i>Strategus</i>	313

T

Tabanidés	24, 370
Tatou	469
Teignes	46
<i>Tenebrio</i>	309
<i>Tinea</i>	316
<i>Travassosstrongylus</i>	100
Trématodes	188
<i>Trienophorus nodulosus</i>	339
<i>Trichodectes</i>	304, 305
<i>Trichomonas intestinalis</i>	7
<i>T. parva</i>	7
<i>Trichophyton coccineum</i>	486, 493
<i>T. interdigitale</i>	206
<i>T. kagawaense</i>	487
<i>T. marginatum</i>	493
<i>T. purpureum</i>	485

<i>Trichophyton spadix</i>	491
<i>T. violaceum</i>	494
<i>Trypanosoma ænomysi</i>	289
<i>T. anomaluri</i>	292
<i>T. sciuri</i>	290
Trypanosomes	196, 280, 287
Trypanosomes des oiseaux	295
Trypanosomes des reptiles	295
Trypanosomes des rongeurs ...	287
Trypanosomes des singes	293

U

<i>Ulosonia</i>	315
-----------------------	-----

W

<i>Wuchereria bancrofti</i>	20
-----------------------------------	----

X

<i>Xyloryctes</i>	313
<i>Xenopsylla</i>	319

Z

<i>Zelleriella</i>	115, 297, 301
<i>Z. cornucopia</i>	301
<i>Z. falcata</i>	115

INDEX DU REPERTOIRE DES ESPECES ET DES GENRES NOUVEAUX

- Abbella mariellæ*, 79.
Acanthocheilonema finlayi, 241.
Acanthochondria exilipes, 514.
Achrysocharis promecothecæ, 79.
Acroclisoides indicus, 79.
Acrolichanus similis, 323.
Actinomyces allenbachii, 503.
A. keratolytica, 146.
Aedes (Aedes) abditus, 160.
A. (Aedes) agrestis, 160.
A. (Aedes) clavatus, 160.
A. (Aedes) comatus, 160.
A. (Aedes) dermajoensis, 244.
A. (Finlaya) derooki, 244.
A. (Christophersomyia) ? ibis, 160.
A. (Aedimorphus) leesoni, 248.
A. (Leptosomatomyia) medialis, 243.
A. (Aedimorphus) natronius, 248.
A. (Stegomyia) novalbopictus, 244.
A. oraceter, 328.
A. (Aedes) priækanensis, 244.
A. (Ochlerotatus) purpuraceus, 243.
A. (Stegomyia) purii, 244.
A. rossicus, 244.
A. (Finlaya) simulatus, 160.
A. (Stegomyia) subalbopictus, 244.
A. van emdeni, 328.
A. (Aedes) yusafi, 160.
Agamermis unka, 158.
Agiommatas acherontix, 79.
Agriostoma cursoni, 73.
Alaria mustelæ, 150.
Alecion crassus, 513.
Allachanthochasmus artus, 322.
Allantospora onychophila, 502.
Allocreadium halli, 322.
Amidostomum spatulatum, 239.
Amæbotænia fuhrmanni, 508.
A. pekinensis, 508.
Amphimermis, 71.
A. zuimushi, 71.
Anacepon, 76.
A. sibogæ, 76.
Anallocreadium pearsi, 150.
Anathelges mülleri, 75.
Ancylostoma martinagliai, 73.
Ancyrocephalus aculætus, 150.
A. vistulensis, 322.
Anomotænia luehei, 320.
Anopheles barberellus, 246.
A. hargreavesi, 247.
A. listeri, 160.
A. meraukensis, 247.
A. montanus, 244.
A. moucheii, 247.
A. (Bironella) walchi, 247.
Anophrys elongata, 148.
Anoplodium mediale, 150.
Anoplostrongylus alatus, 510.
Anoplocephala diminuta, 421.
Apanteles æthiopicus, 327.
A. mycetophilus, 328.
A. plutellæ, 328.
A. salutifer, 328.
A. talidicida, 327.
Apatemon japonicus, 423.
Aploparaksis parafilum, 320.
Apocephalus barbicauda, 246.
A. neivai, 246.
Apocumæchus, 77.
A. paranebalix, 77.
Apopenwon, 75.
A. richardsonæ, 75.
Apophallus americanus, 151.
A. zalophi, 322.
Apophrixus, 75.
A. philippinensis, 75.
Aprostocetus roseveari, 328.

Armigeres (Armigeres) foliatus, 248.
Ascaridia dissimilis, 157.
A. pintoï, 508.
A. sergiomeirai, 511.
Ascocotyle megalocéphala, 238.
A. puertoricensis, 238.
Asellaria, 146.
A. caulleryi, 146.
Aspergillus (Eurotium) montevidensis, 146.
Aspidogaster decatis, 152.
A. enneatis, 153.
Astiotrema indica, 421.
Atractis carolinæ, 326.
Atrichopogon fitzroyi, 245.
A. greyi, 245.
A. hobsoni, 245.
A. shortlandi, 245.
Atypocepon, 76.
A. intermedium, 76.

Bæus latrodicti, 327.
Barrouxia bulini, 147.
Bertiella finlayi, 238.
Bianium, 153.
B. concavum, 153.
Bigalkea sabie, 325.
Bironella de rooki, 244.
Blastulidiopsis chattoni, 146.
Bömiella perichitinea, 157.
Bomolochus albidus, 513.
Bopyrella barnardi, 74.
B. nierstrazi, 158.
Bopyrina sewelli, 158.
Bopyrissa, 77.
B. magellanica, 77.
Bothriocephalus formosus, 321.
Brachycaelium daviesi, 324.
B. storeriæ, 323.
Branchellion borealis, 513.
Branchiophrixus kœhleri, 77.
Branchipocola nucleomira, 70.
Breinlia dendrolagi, 509.
Bronchonema, 510.
B. magna, 510.
Brumptina, 421.
B. brasiliensis, 421.
B. paulista, 421.
Bunodera sacculata, 151.
Bütschliella bovis, 507.

Caligus dieuzeidei, 514.
Calliphora pattoni, 246.
Calverocheres, 513.
Camallanus magathi, 241.
Cambarincola homodonta, 327.
Camelostrongylus, 241.
Camptholipsis antigastræ, 79.
C. furtifica, 79.
Capillaria (Thominæ) catena^a, 73.
C. costacruzi, 157.
C. heterodontis, 326.
C. lewaschoffi, 424.
C. polonica, 509.
C. pterophylli, 424.
C. serpentina, 326.
C. tenua, 424.
Cavisoma, 73.
Centrodora idioceri, 79.
Centrorhynchus insularis, 512.
Cepedea subcylindrica, 148.
Cephalogonimus brevicirrus, 508.
C. gangeticus, 324.
C. magnus, 507.
C. mehrai, 324.
Ceratotrema, 422.
C. furcolabiata, 422.
Cercaria 1, 156.
Cercaria 1, 155.
Cercaria 2, 156.
Cercaria 1, 155.
Cercaria 2, 155.
Cercaria 1, 155.
Cercaria 2, 155.
Cercaria C., 154.
Cercaria E., 154.
C. hodgeiana, 239.
C. lebouri, 154.
C. lauriæ-cylindraceæ, 323.
C. melanophora, 238.
C. palustris, 508.
C. poconensis, 153.
C. politæ-alliariæ, 323.
C. politæ-lucidæ, 323.
C. politæ-nitidulæ, 323.
C. roscovita, 154.
C. sphærule, 238.
C. splendens, 153.
C. sudanensis 4, 154.
C. sudanensis 5, 154.
C. sudanensis 6, 154.

Cercaria sudanensis 7, 154.
C. sudanensis 8, 154.
C. ubiquitoides, 154.
Cercariæum 1, 155.
Cercariæum 2, 155.
Cercariæum 3, 155.
C. reticulatum, 154.
Cercorchis texanus, 424.
C. bairdi, 424.
Chandlerella sinensis, 511.
Chilomastix minuta, 506.
Chiostichorchis, 422.
C. myopotami, 422.
Choanotænia joyeuxi, 508.
Chondracanthodes, 514.
C. deflexus, 513.
Chondracanthopsis, 513.
Chondracanthus briani, 74.
C. grandigenitalis, 74. -
C. longicephala, 74.
C. pingi, 74.
C. similis, 74.
Choniosphæra, 74.
C. cancrorum, 74.
Chrysomyia nigripes, 244.
Citellinema orientale, 509.
Cladocystis intestinalis, 422.
Cladosporium metanigrum, 502.
Clypeoniscus sarsi, 77.
Coitocæcum testibloquum, 423.
Colobostromgylus sandgroundi, 156.
Contracæcum benimasa, 72.
C. hippoglossi, 71.
C. hypomesi, 72.
C. naitoi, 72.
C. ochotense, 72.
C. taii, 72.
Cooperia africana, 325.
C. hamiltoni, 325.
C. hungi, 510.
C. mac masteri, 71.
C. neitzi, 325.
C. surnabada, 324.
C. verrucosa, 325.
Cooperioides, 511.
C. kenyensis, 511.
Cosmocephalus imperialis, 156.
Cotylurus japonicus, 423.
C. mamilliformis, 152.
Crepidostoma suecicum, 423.

Crepidostomum solidum, 151.
C. hiodontos, 150.
Cruzia boliviana, 241.
C. testudinis, 326.
Cryptochilum bermudensis, 148.
C. echinometris, 148.
Cryptococcus hondurians, 503.
C. pinoyssimilis, 503.
Ctenophthalmus golovi, 243.
Ctenoprosballia butantani, 246.
C. florencioi, 246.
Cucullanellus, 72.
C. adriaticus, 72.
C. elongatus, 72.
C. nanus, 72.
Cucullanus antipodeus, 157.
C. micropapillatus, 72.
C. parvus, 72.
Culicoides dovei, 247.
Culex (Aedinus) accelerans, 243.
C. (Culex) acharistus, 243.
C. (Chæroporpa) ædipus, 244.
C. (Phalangomyia) alticola, 328.
C. (Chæroporpa) andricus, 244.
C. (Microculex) aphyllactus, 243.
C. (Chæroporpa) automartus, 244.
C. carcinoxenus, 244.
C. (Chæroporpa) census, 244.
C. (Culex) diëngensis, 248.
C. (Lophoceratomyia) digælensis, 243.
C. (Chæroporpa) dyius, 244.
C. (Chæroporpa) evansæ, 244.
C. (Melanoconion) exedrus, 243.
C. (Microculex) gairus, 243.
C. (Microculex) hedys, 243.
C. (Culex) lyggrus, 243.
C. hopkinsi, 247.
C. (Mochiostyrax) megapus, 244.
C. (Microculex) microphyllus, 243.
C. musarum, 248.
C. (Chæroporpa) plectoporpe, 244.
C. (Chæroporpa) serratimarge, 244.
C. (Culex) sumatranus, 244.
C. (Microculex) trychnus, 243.
Cyclocælum paradoxum, 324.
C. vogeli, 153.
Cyclodontostomum, 511.
C. purvisi, 511.
Cyclopelta subhimalayensis, 243.

- Dacnitoides robusta*, 73.
Dactylogyrus cyprini, 323.
D. extensus, 322.
D. puntii, 323.
Dadagatrema elongata, 422.
D. minima, 422.
Dasykelea egregia, 245.
D. jucunda, 245.
D. oribates, 245.
Dasytricha bovis, 507.
D. elongatum, 507.
Dendromyia schnusei, 328.
Dermacentor halli, 159.
Dibothriocephalus strictus, 156.
Dicrocælium indicum, 423.
D. orientale, 423.
Diclyocaulus unequalis, 324.
Dicymennea lameerei, 149.
Diocetos, 321.
D. phrynosomatis, 321.
Diphylobothrium tungussicum, 321.
Diplodinium dogieli, 148.
D. flabellum, 148.
Diplophryxus richardsoni, 158.
D. kempisi, 158.
Diploplastron, 149.
Diplostomum mergi, 322.
D. parviventosum, 322.
D. peltatoides, 322.
Diplotriæna cantonensis, 511.
D. microphallos, 511.
Dispharynx notoi, 157.
Dollfusina, 323.
Doropygus laticornis, 513.
Dromæostromylus, 326.
D. bicuspis, 326.
Dujardinia tasmani, 325.

Echinochasmus novalichensis, 152.
Echinorhynchus centropusi, 512.
E. dirus, 73.
Echinostoma batanguensis, 152.
E. miyagawai, 422.
E. wernickei, 324.
Echinostomum govindum, 508.
Eimeria elegans, 505.
E. melis, 505.
E. nuttalli, 505.
E. pintoii, 505.
Elasmus flaviceps, 327.

Elasmus leucopterae, 327.
Ellobiopsis elongata, 506.
Elytrophora atlantica, 513.
Elytroplastron, 149.
Embadomonas termitis, 506.
Empodius turnixena, 512.
Endamæba beaumonti, 504.
Endomycopsis, 504.
Endotrombicula, 78.
E. penetrans, 78.
Enoploplastron, 149.
Enterobius callithricis, 509.
Eodinium, 148.
E. lobatum, 148.
E. rectangulatum, 148.
Epicepon, 76.
E. indicum, 76.
E. japonicum, 76.
Epipenæon grande, 75.
E. oviforme, 75.
Eremoplastron, 148.
E. brevispinum, 149.
E. magnodendatum, 149.
E. rotundum, 148.
E. tarandi, 149.
Eubothrium oncorhynchi, 71.
Eudactylina spinifera, 514.
Eudactylinella, 514.
E. alba, 514.
Eudactylinodes, 514.
Euderus gossypii, 328.
Euravinia belforti, 246.
Euryconema, 239.
E. paradisæ, 239.
Eurytoma verbenæ, 327.
E. syleptæ, 327.
Eustrongylides tricolor, 71.
Euthrombidium cadurcense, 159.
E. canigulense, 159.
E. distinguendum, 159.
E. (Leptothrombidium) formiceticola, 159.
E. vaudeli, 159.

Falcaustra chelydræ, 326.
Fessisentis, 73.
F. fessus, 73.
Fibricola, 323.
Filaria mazzai, 241.

- Filaroides cebi*, 509.
Forcipomyia (*Apelma*) *austrina*, 245.
F. cooki, 245.
F. desurvillei, 245.
F. parvicellula, 247.
F. tapleyi, 247.
F. tasmani, 245.
Fuhrmanniella clerci, 321.
Furcocercaria 1, 155.
Furcocercaria 2, 155.
Furcocercaria 3, 155.
Furcocercaria 4, 155.

Gahrlepiea cetrata, 242.
G. ciliata, 242.
G. fletcheri, 242.
G. rustica, 242.
G. rutila, 242.
G. turmalis, 242.
Galebia, 239.
Ganeo tigrinum, 324.
Genistella, 504.
G. ramosa, 504.
Geotrichum immite, 502.
G. louisianoidium, 503.
G. multif fermentans, 503.
Glaphyrostomum rallinarum, 152.
Glenospora brevis, 503.
G. lanuginosa, 502.
G. metamerica, 503.
G. meteuropea, 503.
Glossodiplostomum, 322.
Glypta leucotretæ, 79.
Glypthelmins subtropica, 423.
Gongylonema crami, 157.
G. microgubernaculum, 509.
Gyrocælia fausti, 321.
Gyrocotyle maxima, 156.
Gyrodactylus cylindriciformis, 322.

Hadwenius, 322.
H. seymouri, 322.
Hæcheliana brontispæ, 79.
Hæmagogus lindneri, 248.
Hæmatochælus confusus, 508.
H. flædæ, 423.
H. kernensis, 507.
H. oxyorchis, 507.
H. tumidus, 508.

Hæmatochælus uniplexus, 424.
Hæmogregarina chameleonis, 505.
H. crotaphopeltis, 147.
H. ensuæ, 147.
H. hyperolii, 147.
H. mugili, 505.
H. musotæ, 147.
H. vubirizi, 147.
Hammerschmidtella, 239.
Hannemania hirsuta, 78.
H. penetrans, 78.
H. samboni, 78.
Haplometroides rappiæ, 153.
Haploparaxis sinensis, 321.
Hastospiculum onchocercum, 157.
H. setiferum, 157.
Hedruris tiara, 73.
Heitzmannia aurea, 244.
H. pilosa, 244.
Helicometrina parva, 423.
Heligmonina vogeli, 156.
Hemipera sharpei, 422.
Hepaticola bakeri, 325.
Hepatocystes, 146.
H. simiæ, 146.
Herpetomonas zonuri, 505.
Heterakis indica, 240.
H. pavonis, 240.
H. travassosi, 156.
Heterogyropus costalimai, 243.
Heterophyes bucalis, 324.
Hexamita gigas, 506.
Hexamitus lateralis, 506.
Himasthla muelhensi, 508.
Holophryozoon bovis, 507.
Hopopleura brasiliensis, 243.
Howardula phyllotretæ, 509.
Hyalomma æquipunctatum, 159.
H. turkmeniense, 159.
H. yakimovi, 159.
Hyalopus onychophilus, 503.
Hymenolepis alpestris, 70.
H. globosa, 70.
H. magnirostellata, 71.
H. neomydis, 71.
H. paramicrosoma, 320.
H. polyacantha, 71.
H. swiderskii, 320.
H. toxometra, 71.
Hyperphrixus, 77.

Hyperphrixus tattersalli, 77.
Hypocepon ovale, 76.
Hypodajus, 77.
H. georgiensis, 77.

Ibrahimia, 156.
I. ibrahimi, 156.
Ichoronyssus hasei, 158.
I. morhæ, 158.
Ipobracon aquaticus, 327.
I. pennipes, 327.
I. puberuloides, 80.
Isospora ameivæ, 505.
I. henryi, 505.
Ixodes hydromyidis, 158.

Janusion, 513.

Kalicephalus ancistrodantis, 326.
K. rectiphilus, 326.
Kiluluma vernayi, 424.
Kosterina, 238.
K. kuiperi, 238.
Kroyerina, 514.
K. elongata, 514.
K. nasuta, 514.
K. papillipes, 514.
Kutassicaulus, 509.
K. andreewoi, 509.

Labiatofilaria, 511.
L. tringæ, 512.
Lagenophrys æglea, 148.
Lebouria cooperi, 150.
Leidynema cranifera, 239.
L. delatorrei, 239.
Lepeophtheirus longiventralis, 74.
Lepoderma momplei, 70.
Lepotrema, 70.
L. clavatum, 70.
Lernæa oryzophila, 74.
L. ranæ, 158.
Lernanthropus longipes, 513.
Leucochloridium actitis, 151.
L. cyanocittæ, 151.
L. dryobalæ, 151.
L. japonicum, 423.
L. hypotænidiarum, 152.
L. melospizæ, 151.
L. pricei, 151.

Leucochloridium seiuri, 151.
L. variæ, 151.
Leucocytoegregarina sciuri, 147.
Leurosoma, 153.
L. orientale, 154.
Liponissus venezolanus, 158.
Litomosa americana, 241.
L. chiropterorum, 511.
L. wite, 509.
Longistriata adunca, 157.
L. maldonadoi, 424.
L. skrjabini, 157.
Loxogenes bicolor, 323.

Macdonaldius, 509.
M. seetai, 509.
Macroderoides flavus, 151.
Mattesia, 147.
M. dispora, 147.
Mazzia, 240.
M. mazzia, 240.
Megarrhinus (Ancylorhynchus) haracis, 328.
Mesobracon psolopterus, 79.
Mesocacium americanum, 323.
Metacepon, 77.
M. leidyi, 77.
Metacercaria galathææ, 155.
M. porcellanæ, 155.
Metagorismus minutus, 153.
Metaphrixus, 75.
M. carolii, 76.
Metopus circumlabens, 148.
Metorchis revilliodi, 70.
Miamyia monoleua, 248.
Microascus (Scopulariopsis) trigonosporus, 504.
Microcotyle sciænicola, 153.
Microdus sacchari, 327.
Microfilaria bonariensis, 240.
M. chrysopsis, 240.
M. dabbenei, 240.
M. formosense, 240.
M. lilloi, 240.
M. parmai, 240.
M. platensis, 240.
M. quitupi, 240.
M. talicei, 240.
M. uncicaudata, 240.
Microphallus medius, 151.

- Microphallus obtipus*, 151.
Micropleura vazi, 508.
Microthrombidium (*Eremothrombidium*) *kervillei*, 242.
Monilia aegyptiaca, 502.
M. argentina, 502.
M. inexorabilis, 502.
Monohalea antipodalis, 247.
M. clavipes, 245.
M. ferruginea, 245.
M. nubeculosa, 245.
M. tonnoiri, 245.
Monopylidium guarti, 508.
M. hepaticum, 71.
Monorchotrema microrchia, 153.
M. yekogawai, 153.
Monosporium tulanense, 503.
M. venezuelense, 503.
Mycophilus rosovula, 514.
Myenchus botelhoi, 157.
Myrmosycarius biarticulatus, 247.
M. diabolicus, 246.
M. infestans, 246.
M. persecutor, 246.

Nanophyetus schikhobalowi, 322.
Neascus grandis, 322.
N. oneidensis, 151.
Nectobranchia wilsoni, 74.
Neivamyia, 246.
N. luzzi, 246.
Nematodirus triangularis, 326.
Nemesis pallida, 514.
Neocatolaccus sphenopterae, 327.
Neochasmus, 150.
N. umbellus, 150.
Neoechinorhynchus australis, 73.
N. octonucleatus, 512.
Neogeotrichum, 502.
Neoschöngastia brevipes, 78.
N. debilis, 242.
N. lacunosa, 242.
N. malayensis, 242.
N. mutabilis, 242.
N. scelopori, 78.
N. signator, 78.
Nephrotrema, 70.
Notocotylus intestinalis, 152.
N. naviformis, 152.
Nyctotherus silvestrianus, 507.

Oesophagostomum (Ihleia), 511.
O. africanum, 325.
O. multifoliatum, 157.
O. (Conoweberia) raillieti, 511.
O. walkeri, 325.
Oochoristica americana, 321.
O. anolis, 321.
O. elaphis, 321.
O. eumecis, 321.
O. khalili, 156.
O. natricis, 321.
Ooencyrtus corbeti, 79.
O. erionota, 79.
O. major, 79.
O. malayensis, 79.
Omeia, 510.
O. hæppli, 510.
Onchocerca bambusicolæ, 511.
Odontospirura, 424.
O. cetiopenis, 424.
Opisthioglyphe hinoi, 154.
O. magnus, 153.
Opuntia, 504.
O. digitata, 504.
Ornithodorus delanoei, 159.
O. nicollei, 159.
O. tartakovskyi, 159.
Orphella, 504.
O. coronata, 504.
Orbione thielemanni, 75.
Oscillatoria cyprini, 502.
Oswaldofilaria, 508.
Ostleroides, 512.
Ostertagia (Grosspiculagia), 241.
O. (Marshallagia), 241.
O. (Ostertagia), 241.
O. (Pseudostertagia), 241.
O. (Spiculoptera), 241.
O. hamata, 510.
O. orientalis, 325.
O. pinnata, 511.
O. turkestanica, 72.
Ostracodinium clipeolum, 149.
O. dogieli, 149.
O. quadrivesiculatum, 149.
O. rugoloricatum, 149.
O. trivesiculatum, 149.
O. venustum, 149.
Oxyuronema, 157.
O. atelophora, 157.

- Oxysarcodexia amarali*, 246.
O. neotropicalis, 246.
Oxysonatium punctatum, 512.
Oxyspirura crami, 156.
O. kaitingensis, 510.
O. peipingensis, 510.
O. tsingchengensis, 510.
- Pachyophthalmus aurifacies*, 247.
Paeon elongatus, 513.
Palpomyia cantuaris, 247.
P. nelsoni, 245.
P. rastellifer, 245.
P. urpicifemoris, 246.
Paracepon, 76.
P. stebbingi, 76.
Paradistoma ceratophoræ, 423.
P. lanka, 423.
Parafasciolopsis, 151.
P. fasciolæmorphe, 151.
Paramonostomum microstomum, 508.
P. parvum, 152.
Paraisocælium exorchis, 423.
Parapseudione, 76.
P. dubia, 76.
Parapharyngodon, 512.
P. maplestoni, 512.
Paraphrixus adriaticus, 75.
Parastrigea intermedia, 152.
Parathelges whiteleggi, 75.
Pareuderus, 79.
P. torymoides, 79.
Parionina chinensis, 74.
Penicillium giordanoi, 502.
Pestalichomolgus, 513.
Pharyngodon armatus, 512.
P. warneri, 326.
Philophthalmus problematicus, 152.
P. rizalensis, 152.
Physaloptera bedfordi, 511.
P. cerdocyona, 241.
P. lagarda, 241.
P. polydentata, 157.
P. squamate, 326.
Phlebotomus arboris, 246.
P. canaaniticus, 246.
P. eadithæ, 247.
P. macedonicus, 246.
P. meillonii, 247.
Pingus, 509.
- Pingus sinensis*, 509.
Placobdella japonica, 73.
P. roszkowskii, 513.
P. striata, 513.
Plagiocirrus, 150.
P. primus, 150.
Plasmodium capistrani, 147.
P. knowlesi, 505.
P. pitmani, 147.
Plesiocreadium parvum, 152.
Pleurocrypta hessei, 76.
P. keiensis, 77.
P. porezi, 77.
Pleurogenes (Telogonella), 324.
Pneumostromgylus, 325.
P. calcaratus, 325.
Podospthalium, 323.
Podothrombium grallator, 242.
Polydelphis mucronata, 509.
Polymastix weinrichi, 506.
Polytoma elisabethæ, 79.
P. (Polystomoides) terrapenis, 323.
Polystomum africanum, 153.
Porospora galloprovincialis, 320.
P. pectinis, 320.
P. veneris, 320.
Porroecæum asymmetricum, 325.
Proalaria butasturina, 152.
Procamallanus sphæroconchus, 72.
Prohemistoma serpentum, 153.
Prosotocus indicus, 324.
Prosthorhynchus limnobæni, 512.
Protenes chapmani, 424.
Proteocephalus (Ophiotænia) agkistro-
dontis, 421.
P. coregoni, 321.
P. luciopercæ, 321.
Protoopalina fasciata, 507.
P. gariepenensis, 507.
P. heleophrynes, 507.
P. viridis, 507.
Protrelleta, 239.
P. floridana, 239.
Protrellina, 239.
P. aurifluus, 240.
P. manni, 240.
Protrelloides, 239.
P. paradoxa, 239.
Pseudaprocta decorata, 511.
Pseudaspidodera spinosa, 240.
Pseudione hayi, 75.

- Pseudione indicâ*, 158.
P. japonensis, 76.
P. latilamellaris, 75.
P. minimo-crenulata, 75.
Psilostomum progeneticum, 423.
Psorophora (*Grabhamia*) *chiquitana*, 248.
P. leucocnemis, 328.
Psyllaphagus phytolymæ, 327.
Pteridopharynx dawoodi, 156.

Rachionotomyia plumosa, 248.
Raillietina perplexa, 508.
Renifer texanus, 424.
Retortamonas caudatus, 506.
R. rotunda, 148.
Rhabdias annulosa, 509.
Rhaconotus mahensis, 328.
Rictularia scalopsis, 512.

Sabouraudites (*Aleurocloster*) *urenæ*, 504.
Saccharomyces jadini, 504.
S. sternoni, 504.
Sanguinicola occidentalis, 151.
Sarcocystis tamandua, 147.
Scatonema, 158.
S. wülkeri, 158.
Schöngastia vieta, 242.
Schrankia larvata, 511.
Scopulariopsis mottai, 502.
S. sehnusucha, 502.
Setaria thwaitiei, 509.
Simulium angrensis, 245.
S. baiensis, 245.
S. brachycladum, 245.
S. catarinensis, 245.
S. christophersi, 159.
S. consimilis, 248.
S. himalayense, 160.
S. hirtipannus, 247.
S. howletti, 247.
S. lincothorax, 248.
S. lutzianus, 245.
S. nilgircum, 160.
S. nitidithorax, 159.
S. pallidum, 248.
S. ramosum, 160.
Skrjabinema africana, 510.
S. alata, 510.
Skrjabiaura, 326.
S. spiralis, 326.

Southwellina, 242.
Spathius elaboratus, 79.
S. festinans, 80.
S. generosus, 80.
S. piperi, 80.
Spharita entodinii major, 503.
S. entodinii minor, 503.
S. trichomonadis, 503.
Spinturnix araguensis, 159.
Spitocryptus diatrææ, 80.
Spondylocladium atro-olivaceum, 502.
Stachylinea, 503.
S. longa, 503.
S. macrospora, 504.
Stegias angusta, 75.
Stegophrius thompsoni, 75.
Stellantchasmus amplicæcalis, 154.
S. formosanus, 154.
Stenoptera, 423.
S. equilata, 423.
Stephanostoma argenteum, 246.
S. humerale, 246.
S. townsendi, 246.
Stichorchis myopotami, 421.
Stilobezzia antipodalis, 247.
S. badia, 245.
S. ohakunei, 247.
S. tonnoiri, 245.
Stipella, 504.
S. vigilans, 504.
Streptovitella, 422.
S. acadia, 422.
Strigea macgregori, 152.
S. intermedia, 150.
Strobilocephalus, 71.
Strongylacantha pretoriensis, 511.
Strongyloides myopotami, 509.
S. pereirai, 324.
Suifunema, 239.
S. caudelli, 239.
Syngamus indicus, 510.
Synopsyllus, 159.
S. fonquernii, 159.
Synthetocaulus leporis, 327.

Tania filariformis, 321.
Tæniorhynchus (*Tæniorhynchus*) *fonsecai*, 248.
Tagumæa, 70.
T. heterocæca, 70.
Tavila, 156.
T. tavila, 156.

- Telolecithus*, 152.
T. pugetensis, 152.
Tetrameres paradisea, 510.
T. pattersoni, 424.
Tetrastichus gardneri, 79.
T. schœnobii, 79.
Thalassonema ophiocetinis, 241.
Thelastoma riveroi, 239.
Thelazia chungkingensis, 510.
Theobaldia atlantica, 247.
Thespesiopsyllus, 513.
Thrombicula algerica, 242.
Thubunwa fitzsimonsi, 325.
T. leiolopismæ, 326.
Thynnascaris, 512.
T. legendrei, 512.
Topomyia pilosa, 248.
Toxoplasma brumpti, 147.
T. laidlawi, 147.
T. plimmeri, 147.
T. wengoni, 147.
Travassosina, 241.
Travassosinia, 422.
Travassostrongylus, 241.
Tremarhynchus, 507.
T. indicus, 507.
Trematichthys, 422.
T. trematichthys, 422.
Treponema rigidum, 146.
Trichomonas cryptonucleata, 506.
T. digranula, 506.
T. lighti, 506.
T. marmotæ, 506.
T. phasiani, 148.
T. wenrichi, 506.
Trichonema (Cylicocycclus) buibiferum, 239.
T. (Crycophorus) lutzi, 239.
Trichonympha collaris, 505.
T. lighti, 506.
T. quasilli, 505.
T. sæpiculæ, 506.
T. subquasilli, 505.
T. tabogæ, 505.
Trichostrongylus longispicularis, 512.
T. hamatus, 511.
T. minor, 510.
T. thomasi, 325.
Triganodistomum attenuatum, 322.
T. simeri, 322.
Trigonocotyle, 71.
Trimitus parvus, 506.
Trionchonema, 71.
T. rusticum, 71.
Troglotrema mustelæ, 238.
Trombicula blarinæ, 78.
T. cavicola, 78.
T. cerulicola, 78.
T. dunni, 78.
T. hastata, 242.
T. munda, 242.
T. myops, 158.
T. piercei, 78.
T. spicea, 242.
Trypanosoma ænomysi, 421.
T. anomaluri, 421.
T. sciuri, 421.
T. mukasai, 148.
Tylenchus aptini, 157.
Uranotænia gigantea, 248.
U. hebes, 160.
U. hopkinsi, 247.
U. shillitonis, 247.
Varestrongylus, 324.
V. pneumonicus, 324.
Vestibulosestaria, 508.
Vietosoma, 150.
V. parvum, 150.
Walchîa, 78.
W. enode, 242.
W. lewthwaitei, 242.
W. pingue, 242.
Winthemia cecropiæ, 80.
W. sinuata, 80.
Witenbergia, 422.
W. witenbergi, 422.
Xenometra, 150.
X. arborea, 150.
Xenopsylla sewelli, 159.
X. hussaini, 159.
Xiphidiocercaria 1, 155.
Xiphidiocercaria 2, 155.
Xiphidiocercaria 3, 155.
Xiphidiocercaria 4, 155.
Xiphidiocercaria 5, 155.
Xiphidiocercaria 6, 155.
Zelleriella cornucopia, 421.
Z. falcata, 238.